GUIDE TECHNIQUE POUR L'ÉTUDE DU SUIVI DES EFFETS SUR L'ENVIRONNEMENT AQUATIQUE PAR LES FABRIQUES DE PÂTES ET PAPIERS

ESEE/1998/1
AVRIL 1998

ENVIRONNEMENT CANADA

Also available in English

Rapports sur les études du suivi des effets sur l'environnement (ESEE) :

Exigences en matière de suivi des effets sur l'environnement aquatique (révision SPE/RM/18). Environnement Canada. 1997. ESEE/1997/1

Exigences en matière de suivi des effets sur l'environnement aquatique par les fabriques de pâtes et papiers. Environnement Canada. 1997. Annexe 1 au ESEE/1997/1

Tracer Expert Working Group Report. EEM Technical Management Committee. 1997. EEM/1997/2 is also published as: Ali, N et al, 1997. Exposed or not exposed: the effectiveness of using tracers to verify exposure of fish to pulp and paper mill effluent. Canadian Technical Report of Fisheries and Aquatic Sciences 2162.

Dioxin Expert Working Group Report. EEM Technical Management Committee. 1997. EEM/1997/3

Usability Expert Working Group Report. EEM Technical Management Committee. 1997. EEM/1997/4

Toxicology Expert Working Group Report. EEM Technical Management Committee. 1997. EEM/1997/5

Fish Survey Expert Working Group Report. EEM Technical Management Committee. 1997. EEM/1997/6

Benthic Community Expert Working Group Report. EEM Technical Management Committee. 1997. EEM/1997/7

Lowell, R.B. Discussion paper on critical effect size guidelines for EEM using benthic invertebrate communities. Report to the Environmental Effects Monitoring Program. 1997.

Guide technique pour l'étude du suivi des effets sur l'environnement aquatique par les fabriques de pâtes et papiers. 1998. ESEE/1998/1

Disponible auprès du :
Programme de suivi des effets sur l'environnement
Direction de la qualité de l'environnement et
de la politique scientifique
Service de la conservation de l'environnement
Environnement Canada
Ottawa, Ontario, Canada
K1A 0H3
Tel.: (819) 997-1535
Fax: (819) 953-0461
Email: eem@ec.gc.ca
Internet: http://www.ec.gc.ca/eem/french/default.htm

Table des matières

1 Introduction 1-1

2 Exigences pour la pré-conception de l'ESEE 2-1
2.1 Introduction 2-1
2.2 Description de la zone d'étude 2-3
2.2.3 Délimitation de la zone de mélange de l'effluent 2-3
2.2.1.1 Études de délimitation des panaches 2-4
2.2.4 Utilisation de traceurs 2-5
2.2.2.5 Types de traceurs 2-5
2.2.2.6 Mélange 2-6
2.2.2.7 Dégradation des traceurs 2-6
2.2.2.8 Système d'injection 2-7
2.2.2.9 Mesures sur le terrain 2-8
2.2.10 Utilisation de modèles prédictifs 2-9
2.2.11 Considérations propres au milieu 2-10
2.2.4.12 Rivières 2-10
2.2.4.13 Lacs 2-11
2.2.4.14 Estuaires 2-12
2.2.4.15 Fjords 2-13
2.2.4.16 Océans 2-14
2.17 Inventaire et classification des habitats 2-15
2.3.18 Considérations propres à l'environnement 2-17
2.3.19 Classification des habitats 2-18
2.3.20 Délimitation des zones de dépôt 2-22
2.21 Inventaire des ressources 2-22
2.22 Cartographie détaillée de l'emplacement 2-24
2.23 Données antérieures sur le milieu récepteur 2-25
2.24 Qualité de l'effluent et caractérisations 2-25
2.25 Historique et activités de l'usine 2-27
2.26 Références 2-29

3 Conception de l'échantillonnage 3-1
3.1 Description des zones d'étude 3-1
3.2 Sélection des zones de référence dans les milieux marins et estuaires 3-2
3.3 Sélection des zones de référence dans les milieux dulcicoles 3-3
3.3.4 Sélection des zones de référence fondée sur l'approche contrôle-impact (C-I) 3-4
3.3.5 Système de classification pour la sélection des zones de référence 3-4
3.3.2.6 Écorégions 3-5
3.3.2.7 Bassins hydrographiques et échelles géographiques 3-8
3.3.2.8 Utilisation des terres et zones de végétation tampon 3-8
3.3.9 Sélection des zones de référence dans les rivières 3-9
3.3.3.10 Segments de vallée et ordre hydrographique 3-9

3.3.3.11 Tronçons de cours d'eau 3-10
3.3.3.12 Chenaux 3-12
3.3.13 Sélection des zones de référence dans les lacs 3-14
3.3.4.14 Origine, emplacement et liens hydrologiques 3-14
3.3.4.15 Morphométrie 3-15
3.3.4.16 État trophique 3-15
3.3.4.17 Zones3-16
3.18 Indication de la position des stations 3-16
3.19 Considérations d'ordre statistique 3-17
3.5.20 Vérification d'hypothèses 3-17
3.5.21 Composantes de la variation 3-19
3.5.22 Analyses de puissance et taille de l'effet critique 3-20
3.23 Références 3-21

4 Exigences générales relatives à l'assurace et au contrôle de qualité (AQ/CQ) en vue de la tenue des ESEE 4-1
4.1 Gestion de la qualité 4-5
4.1.2 Procédures opérationnelles standardisées 4-5
4.1.3 Objectifs de qualité des données 4-6
4.4 Fonctions de l'assurance de la qualité 4-6
4.5 Opérations sur le terrain 4-7
4.6 Références 4-8

5 Effects sur les poissons et les ressources halieutiques: études des poissons, analyse de tissus et évaluation de l'altération 5-1
5.1 Introduction à l'études des poissons 5-1
5.1.2 Étude des poissons 5-1
5.1.1.3 Démarche 5-1
5.1.1.4 Cycles Précédents 5-3
5.1.5 Sélection des espèces sentinelles à des fins de surveillance 5-10
5.1.6 Conception de l'échantillonnage 5-14
5.1.3.7 Exigences minimales 5-14
5.1.3.8 Période de prélèvement 5-17
5.1.3.9 Sélection des zones d'échantillonnage 5-19
5.1.3.10 Méthodes d'échantillonnage des poissons 5-23
5.1.3.11 Effort d'échantillonnage 5-26
5.1.12 Alternatives à l'étude des poissons 5-31
5.1.13 Analyse des données 5-31
5.1.5.14 Variables à mesurer 5-31
5.1.5.15 Manipulation des données 5-32
5.1.5.16 Résumé et tri des données 5-32
5.1.5.17 Évaluation de la normalité et de l'égalité de la variance 5-32
5.1.5.18 Transformation des données 5-38
5.1.19 Paramètres des poissons 5-38
5.1.6.20 Principaux paramètres des poissons et estimation de la

variabilité 5-38
5.1.6.21 Utilisation des indices 5-43
5.1.22 Variabilité et taille de l'échantillon 5-43
5.1.23 Rapport 5-45
5.24 Analyses de tissus: congénères de la dioxine et du furanne chlorés 5-51
5.2.25 Collecte et préparation des échantillons de tissus 5-53
5.2.26 Critères d'AQ et de CQ pour l'analyse de dioxines et de furannes chlorés 5-54
5.2.27 Analyse des lipides 5-57
5.28 Évaluation de l'altération 5-58
5.3.29 Introduction 5-58
5.3.30 Prélèvement et manipulation des échantillons 5-62
5.3.2.31 Prélèvement des échantillons 5-62
5.3.2.32 Manipulation des échantillons 5-71
5.3.33 Préparation des échantillons et méthodes d'évaluation sensorielle 5-73
5.3.3.34 Généralités 5-73
5.3.3.35 Préparation des échantillons 5-77
5.3.3.36 Sélection, formation et surveillance du panel d'évaluation sensorielle 5-79
5.3.37 Plan expérimental et analyse statistique 5-89
5.3.38 Exigences liées à la présentation des rapports 5-92
5.39 Références 5-94

6 Effets sur l'habitat des poissons : évaluation de la communauté d'invertébrés 6-1
6.1 Plan d'étude 6-2
6.1.2 Nomenclature standardisée 6-2
6.1.3 Lieux d'échantillonnage 6-3
6.1.4 Évaluations des communautés d'invertébrés pour l'étude pré-opérationnelle et le premier cycle de l'ESEE 6-7
6.1.5 Évaluation de la communauté d'invertébrés pour l'ESEE du deuxième cycle 6-8
6.1.6 Plan d'échantillonnage 6-15
6.1.5.7 Choix des zones de référence 6-15
6.1.5.8 Périodes d'échantillonnage 6-19
6.1.5.9 Sélection du type d'habitat dominant 6-20
6.1.5.10 Plans déchantillonnage 6-24
6.1.5.11 Effort d'échantillonnage 6-33
6.12 Méthodes d'échantillonnage des invertébrés benthiques 6-39
6.2.13 Méthodes de prélèvement sur le terrain 6-39
6.2.1.14 Tamisage et maillage 6-39
6.2.1.15 Équipement d'échantillonnage 6-41
6.2.1.16 Conservation des spécimens 6-47
6.2.1.17 Exigences relatives à l'assurance et au contrôle de la qualité (AQ/CQ) pour la portion de l'étude sur les invertébrés

benthiques réalisée sur le terrain 6-47
6.2.1.18 Variables environnementales de soutien 6-48
6.2.19 Méthodes de laboratoire 6-50
6.2.2.20 Tri de l'échantillon 6-50
6.2.2.21 Sous-échantillonnage en laboratoire 6-52
6.2.2.22 Taxonomie 6-52
6.2.2.23 Établissement de collections de référence 6-53
6.2.2.24 Biomasse des invertébrés 6-56
6.2.2.25 Principes d'AQ/CQ pour l'étude des invertébrés benthiques en laboratoire 6-56
6.26 Analyse des données 6-58
6.3.27 AQ/CQ pour la saisie et la vérification des données 6-58
6.3.28 Traitement des données 6-59
6.3.29 Analyses statistiques 6-63
6.3.30 Exigences en matière de rapports 6-66
6.31 Références 6-68

7 Mesure des variables environnementales d'appui 7-1
7.1 Introduction 7-1
7.2 Surveillance des eaux réceptrice 7-1
7.2.3 Prélèvement des échantillons 7-1
7.2.4 Expédition et stockage des échantillons 7-6
7.2.5 Toxicité 7-6
7.6 Sédiments 7-6
7.3.7 Milieux d'eau douce 7-6
7.3.8 Milieux marins 7-8
7.3.9 Effets critiques sur la chimie des sédiments dans les milieux marins/estuariens 7-11
7.10 Assurance de la qualité des analyses 7-15
7.4.11 Manipulation et suivi des échantillons 7-15
7.4.12 Bonnes pratiques de laboratoire 7-17
7.4.13 Mise au point des chromatographes en phase gazeuse (CG)/spectromètres de masse (SM) et vérification du rendement 7-18
7.4.14 Caractérisation des substances organiques 7-18
7.4.15 Vérification de la réponse des instruments 7-18
7.4.16 Exigences d'étalonnage des appareils 7-19
7.4.17 Documentation sur les analyses 7-25
7.18 Contrôle de la qualité des analyses 7-25
7.5.19 Contrôle de l'étalonnage 7-26
7.5.20 Précision 7-29
7.5.21 Exactitude et biais 7-29
7.5.22 Récupération 7-30
7.5.23 Limites de détection 7-33
7.24 Conventions pour la présentation des rapports de données 7-34
7.25 Principes des méthodes physiques et chimiques 7-34

7.7.26 Acides résiniques et gras dans les effluents 7-35
7.7.27 Dioxines et furannes chlorés dans les sédiments 7-35
7.7.28 Catéchols, phénols et guaïacols chlorés 7-35
7.29 Traceurs chimiques 7-36
7.8.30 Applicabilité des traceurs 7-36
7.8.31 Choix des traceurs 7-37
7.8.32 Prélèvement et analyse des échantillons 7-42
7.33 Utilisation de traceurs dans le benthos 7-44
7.34 Références 7-45

8 Essais de toxicité sublétale des effluents de procédé 8-1
8.1 Contexte 8-1
8.2 Tabulation des paramètres d'effet et validation des résultats des essais 8-2
8.2.3 Validation des résultats 8-3
8.2.4 Tabulation des mesures terminales 8-7
8.5 Interprétation des données par rapport aux objectifs de l'essai de toxicité 8-8
8.3.6 Changements de la qualité de l'effluent 8-8
8.3.7 Interprétation en situation de rejets multiples 8-8
8.3.8 Contribution à l'approche du « poids de la preuve » 8-8
8.3.9 Considérations pour l'intégration des résultats des essais de toxicité 8-9
8.10 Références
8-11

9 Plan recommandé pour les rapports d'interprétation 9-1
9.1 Introduction 9-1
9.2 Renseignements exigés 9-1
9.2.3 Description de l'emplacement et mise à jour des données sur la fabrique 9-1
9.2.4 Étude ESEE 9-2
9.3 Références 9-5

10 Gestion de l'information 10-1

Glossaire..... G-1

Liste des tableaux

Tableau 2.1	Information requise pour la pré-conception de l'ESEE	2-2
Tableau 2.2	Exigences du rapport pour l'inventaire des ressources et des habitats de la zone d'étude	2.16
Tableau 2.3	Sous-classes de substrats et types de dominance (Cowardin et al, 1979)	2.21
Tableau 2.4	Modifications de la salinité (Cowardin et al., 1979)	2-21
Tableau 2.5	Modifications du régime hydrologique (Cowardin et al., 1979)	2-22
Tableau 2.6	Exemple de renseignements relatifs à l'inventaire des ressources	2-24
Tableau 2.7	Exemple d'un sommaire annuel sur les caractéristiques de l'effluent d'une usine	2-26
Tableau 2.8	Exemple d'une liste de pointage des activités de l'usine de pâtes et papiers	2-28
Tableau 4.1	Exemple d'une liste de pointage d'assurance de la qualité pour les études de biologie aquatique	4-2
Tableau 4.2	Exemple d'une liste de pointage d'assurance de la qualité pour les essais de toxicologie sur les organismes aquatiques	4-3
Tableau 4.3	Exemple d'une liste de pointage d'assuance de la qualité pour les analyses physiques et chimiques	4-4
Tableau 5.1	Paramètres de l'étude des poissons	5-2
Tableau 5.2	Caractéristiques des espèces sentinelles et critères de réussite	5-6
Tableau 5.3	Les poissons ont-ils été exposés?	5-7
Tableau 5.4	Indications pour la redéfinition du plan d'échantillonnage	5-8
Tableau 5.5	Y a-t-il suffisamment de données récentes pour tirer une conclusion?	5-8
Tableau 5.6	Autres problèmes qui peuvent affecter une étude	5-9
Tableau 5.7	Analyse de puissance	5-9
Tableau 5.8	Alternatives possibles à l'étude des poissons	5-9
Tableau 5.9	Structures anatomiques communément utilisées pour la détermination de l'âge	5-12
Tableau 5.10	Liste de vérification pour l'examen physique des poissons	5-35
Tableau 5.11	Définition des paramètres des poissons utilisées pour l'étude des poissons (tiré de Gibbons et al., 1992)	5-41
Tableau 5.12	Forme suggérée de présentation des paramètres (A) et des régressions résultantes (B) requis pour l'analyse de l'étude des poissons. Il faut indiquer la différence en pourcentage entre le site exposé et le site de référence. La signification statistique doit être indiquée sous la forme d'une valeur p	5-50
Tableau 5.13	Critères de performance pour l'analyse des dioxines et des furannes chlorés	5-56
Tableau 5.14	Données du TDT	5-91
Tableau 5.15	Analyse de variance appliquée aux données du Tableau 5.14	5-91
Tableau 6.1	Au cycle précédent, la communauté benthique différait-elle entre les zones exposées et les zones de référence ou y avait-il une réponse à un gradient?	6-11
Tableau 6.2	Le plan d'échantillonnage permettait-il de relier les effets à l'effluent de la fabrique? Des facteurs confondants ou les méthodes d'échantillonage ont-ils une effluence sur les résultats?	6-12
Tableau 6.3	La puissance statistique a-t-elle permis d'établir que la fabrique n'a pas effet?	6-13
Tableau 6.4	La charge relative de l'effluent a-t-elle changée significativement depuis le dernier	

103-07127/

	cycle	6-14
Tableau 6.5	Le plan d'échantillonnage a-t-il permis de déterminer l'ampleur et l'étendue spatiale de l'effet?	6-14
Tableau 6.6	Existe-t-il des alternatives approuvées pour l'étude des communautés benthiques?	6-14
Tableau 6.7	Y a-t-il suffisamment de données récentes pour tirer une conclusion?	6-15
Tableau 6.8	Plans d'échantillonnage des communautés benthiques	6-28
Tableau 6.9a	Tailles de l'échantillon requises pour détecter une différence de 1 ET	6-36
Tableau 6.9b	Tailles de l'échantillon requises pour détecter une différence de 2 ET	6-36
Tableau 6.10	Résumé des critères relatifs aux échantillonneurs recommandés	6-45
Tableau 6.11	Variables de soutien pour les habitats dulcicoles (D) et les habitats marins/ estuariens (M), à mesurer pendant l'étude de la faune benthique	6-49
Tableau 6.12	Niveau de précision taxonomique recommandé pour les macroinvertébrés benthiques	6-54
Tableau 6.13	Liste de clés taxonomiques pour l'identification des macroinvertébrés dulcicoles et marins	6-55
Tableau 6.14	Principales sources de références	6-67
Tableau 7.1a	Variables environnementales d'appui dans l'eau pour les habitats d'eau douce (F) et marins (M)	7-2
Tableau 7.1b	Variables environnementales d'appui dans les sédiments pour les habitats d'eau douce (F) et marins (M)	7-3
Tableau 7.1c	Autres variables environnementales d'appui	7-4
Tableau 7.2	Recommendations relatives à la manipulation des échantillons d'effluent et d'eau réceptrice	7-5
Tableau 7.3	Caractéristiques des carottiers (Klemm et al., 1990)	7-9
Tableau 7.4	Critères relatifs au COT dans les sédiments pour déterminer des conditions « normales » de sédiments aux fins de la surveillance à proximité de pisciculturés dans l'État de Washington	7-13
Tableau 7.5	Résumé des principes des méthodes d'analyse pour les effluents et les eaux réceptrices	7-20
Tableau 7.6	Résumé des principes des méthodes d'analyse pour les sédiments	7-23
Tableau 7.7	Recommendations pour le contrôle de la qualité des analyses inorganiques	7-28
Tableau 7.8	Recommendations pour le contrôle de la qualité des analyses organiques	7-28
Tableau 8.1	Méthodes d'essais de toxicité sublétale d'effluents d'usines de pâtes et papiers (Environnement Canada, 1997b)	8-2
Tableau 8.2	Exigences minimales en matière de rapports pour l'essai de toxicité sublétale avec *Ceriodaphnia dubia*	8-5
Tableau 8.3	Exemple hypothètique d'estimations de l'étendue d'une zone d'effets potentiels (zone à 1% de 1 500m)	8-9

Liste des figures

Figure 2.1	Hiérarchie de la classification des habitats de milieux humides et d'eaux profondes indiquant les systèmes, les sous-systèmes et les classes (Cowardin et al., 1979)	2-20
Figure 3.1	Système de classification utilisé pour la sélection des zones de référence	3-6
Figure 3.2	Écorégions du Canada	3-7
Figure 3.3	Niveaux hiérarchiques des réseaux hydrographiques (Conquest *et al.* 1994)	3-11
Figure 3.4	Dendrogramme indiquant comment les canaux peuvent être classées selon un degré de résolution croissant (*Hawkins et al.* 1993)	3-13
Figure 3.5	Risque pour l'usine (α) et risque pour l'environnement (β)	3-18
Figure 5.1	Arbre de décision - Étude des poissons	5-5
Figure 5.2	Changements dans les limites supérieure et inférieure de l'intervalle de confiance de 95% pour des écarts-types de 5 et de 10, par rapport à la taille de l'échantillon	5-18
Figure 5.3	Morphologie du poisson	5-34
Figure 5.4	Arbre de décision - dioxines et furannes	5-52
Figure 5.5	Arbre de décision pour l'évaluation de l'altération	5-61
Figure 5.6	Exemple de formulaire d'évaluation sensorielle pour les tests TDT appliqués à des poissons exposés à l'effluent d'une fabrique de pâtes et papiers (D, Farara, pers. Comm.)	5-76
Figure 5.7	Graphique de l'analyse séquentielle pour la sélection des évaluateurs candidats utilisant le test en triangle	5-82
Figure 5.8	Exemple de l'approche séquentielle pour la sélection d'un panel évaluateurs prévoyant l'utilisation de poissons exposés à trois concentrations d'effluent d'une fabrique de pâtes et papiers (tiré de Beak, 1996)	5-83
Figure 6.1	Exemples de l'échelle spatiale d'une **ZONE**, d'une **STATION** et d'un **SOUS-ÉCHANTILLON** pour le plan d'étude Contrôle-Impact (voir section 6.1.5.3)	6-6
Figure 6.2	Arbre de décision pour l'étude des communautés benthiques	6-10
Figure 6.3	Plan d'étude Contrôle-Impact pour les rivières et autres cours d'eau	6-29
Figure 6.4	Plan d'étude Contrôle-Impact multiple	6-30
Figure 6.5a	Plan d'étude à gradient linéaire pour les rivières et autres cours d'eau	6-31
Figure 6.5b	Plan d'étude à gradient linéaire pour les lacs ou les baies ou fjords étroits des zones côtières	6-31
Figure 6.6	Plan d'étude à gradient radial pour les lacs ou les zones côtières	6-32
Figure 6.7	Plan d'étude combiné (C-I avec zone de référence en aval) pour les rivières. À noter que toutes les usines sont homogènes en ce qui concerne les variables environnementales	6-32
Figure 7.1	Exemple d'un registre de transmission des échantillons (modifié d'après U.S. EPA, 1988)	7-16
Figure 7.2	Arbre de décision pour les traceurs dans les poissons	7-38

1 Introduction

Le programme d'étude du suivi des effets sur l'environnement (ESEE) a été élaboré afin d'évaluer l'efficacité de la réglementation sur les effluents des fabriques de pâtes et papiers, qui découle de la *Loi sur les pêches*. Ce programme a été conçu en vue d'assurer l'uniformité du suivi à l'échelle nationale tout en considérant les facteurs propres à chaque site. Les exigences du programme sont présentées dans les documents intitulés *Exigences en matière de suivi des effets sur l'environnement aquatique - ESEE/1997/1* (Environnement Canada, 1997a) et *Exigences en matière de suivi des effets sur l'environnement aquatique par les fabriques de pâtes et papiers - Annexe 1 au ESEE/1997/1* (Environnement Canada, 1997b).

La version originale (1992) du présent document a été révisée d'après les recommandations de groupes d'experts et par suite d'un examen global du premier cycle du programme de l'ESEE visant le secteur des pâtes et papiers (Tracer Expert Working Group Report, 1997; Dioxin Expert Working Group Report, 1997; Usability Expert Working Group Report, 1997; Toxicology Expert Working Group Report, 1997; Fish Survey Expert Working Group Report, 1997; Benthic Community Expert Working Group Report, 1997). Il est à noter que ce guide technique est publié dans un format et considéré comme un document qui peut faire et qui fera l'objet de mises à jour régulières à mesure que de nouvelles informations et des résultats de recherches deviendront disponibles. Pour s'assurer que le présent document contient les plus récentes mises à jour, on peut communiquer avec le bureau national de l'ESEE à Environnement Canada (tél. : 819-997-1535; télécopieur : 819-953-0461; courrier électr. : eem@ec.gc.ca; site Web : http://www.ec.gc.ca/eem).

Ce guide technique a pour objet de fournir des renseignements détaillés sur la façon de répondre aux exigences concernant la surveillance énoncées dans l'annexe 1. En ce qui touche l'assurance et le contrôle de la qualité et la conception des études, certains énoncés ont une valeur impérative « doit » et d'autres, une valeur facultative « devraient » . Les rapports produits dans le cadre de l'ESEE doivent démontrer que les exigences techniques à valeur impérative ont été satisfaites. Il n'est pas absolument nécessaire de répondre aux exigences à valeur facultative, mais, en le faisant, on apporte une confirmation supplémentaire de la qualité globale des données. Dans tous les cas, il faut discuter de la conception des études avec les agents régionaux d'autorisation (ARA).

Références

Benthic Community Expert Working Group Report. EEM Technical Management Committee. 1997. EEM/1997/7

Dioxin Expert Working Group Report. EEM Technical Management Committee. 1997. EEM/1997/3

Environnement Canada. 1997a. *Exigences en matière de suivi des effets sur l'environnement aquatique* (version révisée du document SPE 1/RM/18). ESEE/1997/1

Environnement Canada. 1997b. *Exigences en matière de suivi des effets sur l'environnement aquatique dans les fabriques de pâtes et papiers - Annexe 1 au ESEE/1997/1*

Fish Survey Expert Working Group Report. EEM Technical Management Committee. 1997. EEM/1997/6

Toxicology Expert Working Group Report. EEM Technical Management Committee. 1997. EEM/1997/5

Tracer Expert Working Group Report. EEM Technical Management Committee. 1997. EEM/1997/2 is also published as: Ali, N et al, 1997. Exposed or not exposed: the effectiveness of using tracers to verify exposure of fish to pulp and paper mill effluent. Canadian Technical Report of Fisheries and Aquatic Sciences 2162.

Usability Expert Working Group Report. EEM Technical Management Committee. 1997. EEM/1997/4

2 Exigences pour la pré-conception de l'ESEE

2.1 Introduction

L'étude de pré-conception de l'ESEE ne doit être effectuée qu'une fois si le procédé de fabrication de l'usine, la charge d'effluent, le lieu de rejet ou les conditions du milieu récepteur ne varient pas de façon significative. Les données de pré-conception devraient être résumées et mises à jour chaque fois qu'on présente un document de conception d'ESEE. Les exigences en cette matière sont exposées au tableau 2.1.

L'information requise avant la conception du programme est nécessaire pour :

1) déterminer l'étendue de la zone d'étude, y compris la zone de mélange de l'effluent et des zones de référence représentatives;
2) confirmer que les échantillons prélevés sont représentatifs de ces zones au moment de l'échantillonnage sur le terrain;
3) décrire le type d'habitat avec une résolution suffisante pour permettre de déterminer la position des stations d'échantillonnage des invertébrés et des poissons;
4) obtenir des données sur tous les facteurs confondants ou autres qui doivent être pris en considération pour la conception de l'étude et l'interprétation des résultats;
5) connaître l'abondance relative des poissons dans la zone d'étude et déterminer la possibilité de choisir deux espèces sentinelles de poissons;
6) décrire la qualité et l'utilisation des ressources halieutiques du milieu récepteur pour faciliter l'établissement des critères statistiques à appliquer aux cycles suivants de l'ESEE.

Tableau 2.1 Information requise pour la pré-conception de l'ESEE

Description de la zone d'étude (milieu récepteur)[1]
Délimitation de la zone de mélange de l'effluent
Inventaire et classification des habitats
Inventaire des ressources
Données historiques sur le milieu récepteur (incluant les résultats antérieurs de l'ESEE)
Qualité de l'effluent[2]
pH
Débit
Conductivité
Demande biochimique en oxygène (DBO)
Matière totales en suspension (MTS)
Létalité 96 h pour la truite arc-en-ciel
Létalité 48 h pour *Daphnia magna*
Congénères des dioxines et des furannes chlorés[3]
Historique et activités de l'usine[4]

[1] Doit être mise à jour et résumée avant chaque cycle de l'ESEE. La délimitation de la zone de mélange de l'effluent peut être requise s'il y a eu changement dans la position du point de rejet ou une modification significative de la charge de l'effluent.

[2] Exigences en vertu du *Règlement sur les effluents des fabriques de pâtes et papiers* (1992) sauf indications contraires.

[3] Exigences en vertu du *Règlement sur les dioxines et les furannes chlorés dans les effluents des fabriques de pâtes et papiers* (*Loi canadienne sur la protection de l'environnement).*

[4] Les usines sont tenues de fournir des données sur leur histoire et leurs activités, conformément au *Règlement sur les effluents des fabriques de pâtes et papiers* (1992) et au *Règlement sur les dioxines et les furannes chlorés dans les effluents des fabriques de pâtes et papiers.* Des recommandations concernant des données supplémentaires utiles pour l'interprétation des résultats de l'ESEE sont présentées dans l'Annexe 1 (tableau 20) et dans le chapitre 7 du présent document.

2.2 Description de la zone d'étude

2.2.1 Délimitation de la zone de mélange de l'effluent

Il est essentiel de bien délimiter la zone de mélange de l'effluent pour s'assurer que :

1) les stations d'échantillonnage sont bien situées à l'intérieur de cette zone;
2) les zones de référence sont éloignées de toute zone où l'effluent pourrait avoir un impact.

Dans la plupart des plans d'eau récepteurs, l'emplacement et les gradients de dilution de la zone de mélange de l'effluent ne sont pas statiques, car ils sont influencés par les changements du milieu récepteur lui-même et du déversement de l'effluent rejeté. Il est recommandé que cette zone de mélange d'effluent soit délimitée, lorsque c'est possible ou applicable, en fonction des conditions de dilution minimale et d'étendue maximale et des conditions moyennes à long terme. Les points dans la zone de dilution minimale sont affectés par l'exposition courte à la plus grande concentration d'effluent. Les points hors de l'étendue maximale ne sont pas affectés par le rejet, et ils peuvent être acceptables comme stations de référence. Les conditions moyennes permettent d'évaluer les incidences du rejet à long terme.

Les méthodes générales de délimitation de la zone de mélange de l'effluent seront examinées. Les variations de ces méthodes en fonction de différents types de plans d'eau récepteurs seront discutées à la section intitulée « Considérations propres au milieu » (section 2.2.4). La plupart de ces considérations ont trait au moment où sont faites les études de délimitation du panache par rapport aux caractéristiques des plans d'eau récepteurs.

La zone de mélange de l'effluent sera le plus souvent déterminée au moyen d'une étude de délimitation du panache. L'étendue de cette zone est déterminée par le choix d'une concentration donnée d'effluent. Pour les études de l'effluent des pâtes et papiers, on utilise une limite de 1 % (dilution de 1:100). La section 2.2.1.1 présente de l'information sur l'utilisation des résultats des études de délimitation des panaches.

Dans certains cas, il peut être impossible ou non pratique de délimiter la zone de mélange de l'effluent de la façon indiquée ci-dessus, par exemple :

- aux sites où la position du panache d'effluent est fortement transitoire (c.-à-d., que la position, le volume ou la direction de l'écoulement du panache change rapidement);

- aux sites où la dilution est forte (c.-à-d., où l'effluent se dilue très rapidement près de l'émissaire et où il serait très difficile de positionner les stations d'échantillonnage dans la zone de mélange). Il serait indiqué, quand l'effluent semble se diluer rapidement, de rayonner à partir de l'émissaire et de chercher des indices de la présence du panache au-delà de la zone de très faible concentration. De même, quand la dispersion du panache est transitoire, il convient de délimiter la zone de dispersion maximale, c.-à-d., d'inclure toutes les zones d'exposition potentielle.

Dans de tels cas, il faudra peut-être employer d'autres moyens pour délimiter la zone exposée. Il faudrait proposer des méthodes alternatives à l'agent régional d'autorisation (ARA) en fournissant des descriptions détaillées de cette zone ou en renvoyant à une description détaillée existante. En général, les méthodes alternatives devraient comporter une caractérisation spatiale du milieu récepteur, sous la forme, par exemple, de données sur la qualité des sédiments ou de l'eau et sur la toxicité ainsi que de cartes de la structure de la communauté benthique.

2.2.1.1 Études de délimitation des panaches

Il est recommandé que la plage de variation de la zone de mélange de l'effluent soit définie en fonction des périodes d'étiage et de crue ou de marée haute et de marée basse.

Les études de délimitation des panaches reposent sur la mesure de la concentration de traceurs dans l'effluent (voir à la section 2.2.2). Chaque type de milieu récepteur a ses propres caractéristiques dont il faut tenir compte lors de la conception des tests (reporter à la section 2.2.4). Idéalement, le panache devrait être détecté jusqu'à l'atteinte de la concentration du « bruit de fond ».

Les limites de la zone primaire de rejet ou sa bordure peuvent être identifiées sur le terrain comme étant les points où le panache de l'effluent et l'eau du plan récepteur se déplacent à la même vitesse.

La façon recommandée de vérifier les prévisions de dilution de l'effluent est de mesurer sa concentration au milieu de la zone primaire de rejet à partir d'échantillonnages à la profondeur où est observée la plus forte concentration. Cela peut être fait en prélevant trois ou quatre échantillons. La dilution initiale peut être calculée à partir de la concentration maximale mesurée du traceur, divisée par la concentration du traceur dans l'effluent avant le rejet.

Dans certains cas particuliers, il peut être impossible de mesurer le panache jusqu'à la limite de résolution spécifiée. L'étendue de la zone d'étude devrait être limitée ou élargie

selon les besoins, selon le meilleur jugement professionnel possible. Par exemple, dans une rivière au débit insuffisant ou un plan d'eau récepteur où de nombreux autres rejets se font à proximité de celui de l'usine, ces facteurs auront pour effet de compliquer les mesures des concentrations et de brouiller les résultats.

2.2.2 Utilisation de traceurs

2.2.2.1 Types de traceurs

Idéalement, le traceur du panache a un « bruit de fond » de concentration presque égal à zéro et un taux de décomposition à peu près nul (substance stable). Il peut être facilement mesuré à de faibles concentrations et peut aussi être libéré à taux constant. Ces conditions sont souhaitables car l'étendue du panache au moment où les mesures sont faites devrait refléter des conditions pratiquement stables au cours de la période de mesure et la détection à de faibles concentrations est nécessaire pour obtenir les degrés de dilution requis.

i. **Traceurs ajoutés :** Le traceur préféré est un colorant fluorescent. Le colorant recommandé est la Rhodamine WT. En effet, on a prouvé que ce produit n'est pas mutagène (Douglas *et al.*, 1983) et risque peu d'être toxique et d'avoir des effets nuisibles sur le milieu aquatique (Parker, 1973). Il est sécuritaire lorsqu'il est manipulé avec soin. Il est généralement disponible et peut être facilement mesuré sur le terrain à une concentration de l'ordre de quelques µg/L. Il peut être considéré comme stable dans la plupart des cas et sa concentration de bruit de fond s'avère quasiment nulle. D'autres traceurs, tels que ceux cités ci-dessous, peuvent également être utilisés pourvu qu'ils soient valides scientifiquement.

ii. **Substances contenues dans l'effluent :** Les effluents de la plupart des usines contiennent différentes substances qui pourraient être utilisées comme traceurs pour délimiter la zone de mélange de l'effluent. Certaines de ces substances peuvent varier beaucoup en masse déversée dans des plans d'eau récepteurs et ne sont pas facilement mesurées dans le milieu. Toutefois, la couleur de l'effluent et ses teneurs en sodium, chlorures, lignines et tannines ou chloroforme ont été utilisées.

2.2.2.2 Mélange

Pour assurer un mélange complet avec l'effluent avant que celui-ci n'atteigne le plan d'eau récepteur, l'addition du traceur devrait généralement se faire bien en amont dans l'émissaire. Lorsque le colorant est « injecté » dans un émissaire existant, la turbulence qui est produite dans l'émissaire en aval du point d'injection suffit à assurer le mélange complet du colorant partout dans l'effluent. Dans l'émissaire, la dilution du colorant est telle que tout changement de densité de l'effluent attribuable à l'addition du colorant est négligeable. On ne doit ajuster la densité du colorant que lorsque le colorant est appliqué à partir d'un bateau (p. ex., à un endroit proposé pour la sortie de l'émissaire). De petits écarts de température (2 °C à 3 °C) entre l'effluent et le colorant sont suffisants pour créer une différence de densité significative. Lorsque le traceur n'a pas la même densité que l'effluent, il peut se séparer de ce dernier dans les plans d'eau récepteurs. La densité de la Rhodamine WT devrait être ajustée à l'aide d'hydrate de méthyle ou d'un solvant semblable (liquide de dilution) dont la densité est inférieure à 1.

2.2.2.3 Dégradation des traceurs

Les traceurs fluorescents tels que la Rhodamine WT peuvent subir l'attaque d'agents oxydants (p. ex., les agents de blanchiment, les sulfures, la lumière solaire, l'eau salée et les micro-organismes). Il est recommandé de procéder à des essais préliminaires sur l'interaction entre le colorant et l'effluent afin de vérifier la stabilité du traceur et de déterminer le coefficient de perte à appliquer au traceur.

Les effets de la lumière solaire et des micro-organismes sur la dégradation du traceur peuvent être déterminés par la mesure de la perte de concentration dans des échantillons exposés à la lumière solaire et par le maintien aux dilutions appropriées du mélange traceur-effluent et de l'eau du plan récepteur durant des observations préalables. Si le colorant se dégrade trop pour être utile, un autre colorant plus stable pourra être requis. L'hexafluorure de soufre a été utilisé à cette fin; il peut être détecté en très petites concentrations par chromatographie en phase gazeuse.

2.2.2.4 Système d'injection

Pour simuler le fonctionnement d'un émissaire à taux de rejet continu, il est souhaitable d'utiliser un système d'injection à débit continu et à taux constant. Cette façon de procéder accroît la fiabilité des mesures sur le terrain. Il est recommandé d'utiliser une pompe volumétrique à débit constant (p. ex., pompe à commande numérique Masterflex L/S). Un dispositif à charge constante constitue aussi une bonne méthode d'injection d'un colorant. Le débit devrait être vérifié au moins au commencement et à la fin de la période d'injection par mesure directe. La détermination du panache peut être répétée et on peut procéder à des vérifications du bilan de masse sur des « transects » traversant le panache. Dans le cas d'un traceur auquel n'est associé aucun « bruit de fond » (p. ex., un colorant), le taux d'injection peut être calculé de la façon suivante :

$$q_{inj} = q_{eff} \cdot C_x \cdot 100 / [\%_{eff} \cdot C_o]$$

où :

q_{inj} est le taux d'injection du traceur,
q_{eff} est le débit de l'effluent,
C_x est la concentration limite de détection du traceur,
$\%_{eff}$ est la limite du panache en % d'effluent,
C_o est la concentration du traceur dans le mélange injecté.

La concentration du traceur devrait être prise en compte dans le calcul du taux d'injection. La concentration du colorant dans la solution-mère fournie par le fabricant est connue et toute dilution de cette solution devrait être prise en compte dans le calcul du taux d'injection afin de déterminer quelle est la concentration du colorant dans le mélange injecté.

Au moyen de l'équation susmentionnée, l'injection à taux constant du traceur est déterminée par la mesure du débit de l'effluent et ensuite par la détermination du taux d'injection applicable du traceur, compte tenu des limites de détection de la technique de mesure de la concentration du traceur. Par exemple, si la limite de détection du traceur est de 1 µg/L, si le panache doit être déterminé à une dilution de 1 % d'effluent, si le débit de l'effluent est de 1000 L/sec et si la concentration du traceur dans le mélange d'injection est de 1×10^9 µg/L, on peut alors calculer, à l'aide de l'équation, que le taux requis d'injection est de 0,0001 L/s.

2.2.2.5 Mesures sur le terrain

Cette section suppose l'utilisation de la Rhodamine WT comme traceur. Si un autre traceur est employé, il faudra apporter des modifications appropriées à la méthode préconisée ici. Les détails sur l'utilisation de la Rhodamine WT sont disponibles auprès des fabricants de fluoromètres et du U.S. Geological Survey (1986, 1989). S'il s'agit d'une usine comptant plusieurs rejets d'eaux de procédé, chaque rejet devrait faire l'objet d'une étude distincte à l'aide d'un colorant visant à en déterminer la configuration.

La méthode recommandée est la suivante :

i. Relever avec soin la position des stations de mesure de la concentration du traceur dans le panache. La précision du système de positionnement devrait être déterminée selon une spécificité de site.

ii. Mesurer la concentration du traceur le long de lignes perpendiculaires à la direction de déplacement du panache en traversant le panache à bord d'un bateau équipé d'un fluoromètre enregistreur à débit continu et un système d'échantillonnage à pompe ou encore, de préférence, d'un fluoromètre immersible *in situ*. Il est recommandé d'utiliser un fluoromètre *in situ* remorqué avec un système de positionnement exact en temps réel. Ce type de dispositif pourrait être remorqué plusieurs fois à différentes profondeurs dans la colonne d'eau pour obtenir rapidement une image en trois dimensions de la concentration de l'effluent. Les fluoromètres *in situ* règlent bon nombre des problèmes associés à un système de prélèvement par pompe moins coûteux; ces problèmes sont notamment le mélange dans le tuyau d'échantillonnage, le délai qui résulte du transport du liquide dans ce tuyau et le décalage subséquent de la réponse par rapport au gradient de concentration. Lorsque les profils de concentration du colorant sont mesurés *in situ*, le point où se fait la mesure et la position du bateau sont les mêmes, ce qui n'est pas le cas avec une pompe d'échantillonnage. Il est recommandé de procéder par échantillons instantanés qui seront analysés en laboratoire seulement si le panache n'est pas accessible par bateau. Il faut alors prélever au moins 12 échantillons dans chaque « transect » dans le panache afin de définir avec une exactitude suffisante la configuration du panache. Cette méthode est plus lente, donne une faible définition spatiale et ne fournit pas un profil continu de la concentration du traceur. Par conséquent, il est alors difficile d'expliciter un bilan de masse du traceur.

iii. La profondeur de l'échantillonnage devrait refléter la distribution en profondeur du traceur. La profondeur de la concentration maximale du traceur est utilisée pour tracer les profils de concentration du traceur. En utilisant un traceur constitutif de

l'effluent, les effets de la stratification de l'effluent dans les plans d'eau récepteurs sont directement mesurés. Lorsque l'effluent n'est pas bien mélangé en fonction de la profondeur, son profil vertical devrait être défini. Le remorquage devrait se faire à la profondeur de la concentration maximale et s'accompagner de vérifications périodiques pour s'assurer que le remorquage se fait dans la zone de concentration maximale.

iv. Échantillonner le panache à différentes distances en aval, en doublant à peu près la distance entre les « transects » progressivement vers l'aval; cela permet de déterminer des caractéristiques inhabituelles du panache. Celles-ci pourraient comprendre des concentrations élevées à certains endroits au-delà de la distance où la concentration de l'effluent est tombée sous la concentration spécifiée (p. ex., par accumulation dans une anse, une baie, etc.). Ou bien un courant de fond a transporté l'effluent en aval ou au large et l'a ramené en surface.

v. Procéder à la mesure et au relevé de la bathymétrie (le recours aux techniques sonar donnent généralement de bons résultats) aux stations utilisées pour la délimitation du panache du traceur. Déterminer les positions des transects au moyen d'un système de positionnement avec des repères optiques situés sur la rive. Lorsqu'il existe des cartes hydrographiques détaillées, il peut ne pas être nécessaire de procéder à un relevé bathymétrique. Il est recommandé que les données bathymétriques du plan d'eau recepteur soient portées sur une carte de la région d'étude.

vi. Si le panache est influencé par d'autres panaches situés dans les environs, il faut planifier le programme d'échantillonnage de la qualité de l'eau de façon à tenir compte de ces derniers. Pour les autres rejets situés en amont, on prélève un échantillon pour déterminer la qualité de l'eau en amont de l'émissaire étudié et pour le considérer comme concentration de bruit de fond en vue de l'étude de la qualité de l'eau dans le panache.

2.2.3 Utilisation de modèles prédictifs

L'emploi de modèles de prévision des panaches rend possible une caractérisation plus complète du panache à partir d'échantillons prélevés durant l'étude sur la délimitation du panache. La modélisation constitue un moyen d'extrapoler des résultats à partir de mesures du panache pour définir l'étendue des secteurs éloignés de la zone primaire de rejet et pour simuler l'injection continue d'effluent typique des conditions d'exploitation des usines. Les modèles de panaches aident aussi à l'interprétation des données prélevées lorsque la configuration du panache est fortement influencée par la direction des courants

ambiants (p. ex., lacs et mers) et lorsque le plan d'eau récepteur est caractérisé par une longue période de renouvellement (p. ex., eaux stagnantes).

Lorsque des courants ambiants modifient la configuration du panache, les caractéristiques de ce dernier peuvent être établies par analyse statistique des données recueillies par les courantomètres. Lorsque la période de renouvellement est longue, les concentrations mesurées de colorant servent à étalonner un modèle numérique de diffusion par transport. Le modèle peut alors servir à simuler l'accumulation des caractéristiques des effluents et de la délinéation d'un rejet continu. Le modèle se prête à différentes conditions (p. ex., variations saisonnières des vents et des mouvements des masses d'eau); on peut ainsi surmonter les limites associées à des conditions particulières enregistrées au cours d'une seule étude sur le terrain. Les sorties du modèle peuvent être analysées statistiquement pour estimer correctement les régions cherchées d'étendue maximale, de conditions moyennes et de dilution minimum. Une discussion de modèles appropriés de panaches pour ces calculs peut être trouvée dans des articles du U.S. Army Corps of Engineers (1986) et de Liu et Leendertse (1987).

2.2.4 Considérations propres au milieu

Aux fins de cet ouvrage, le type d'eau réceptrice est basé sur les caractéristiques suivantes qui prédominent :

rivières - courant d'eau douce dans une direction seulement avec écoulement variable selon la saison;
lac - courants d'eau douce dans plusieurs directions;
estuaire - eau douce et eau marine stratifiées avec marées;
fjord - alimentation en eau douce assez restreinte et présence de marées;
océan - marées et courants d'eau marine dans plusieurs directions.

Des méthodes recommandées selon les différents types de plans d'eau sont présentées ci-dessous.

2.2.4.1 Rivières

Pour englober la gamme des conditions prévues, les études de délimitation du panache devraient être faites en période d'étiage annuel et de crue annuelle. Si l'une ou l'autre de ces situations se produit sous une couche de glace, on devrait utiliser le débit d'étiage ou de crue maximum noté au cours de la période sans glace pour des raisons opérationnelles et sécuritaires. La technique d'injection continue d'un traceur à taux constant devrait être

utilisée (section 2.2.2.4). Le nombre de mesures sera particulier au site. Il est recommandé que les concentrations soient mesurées à divers endroits en aval et que soit déterminée l'étendue spatiale du panache. Les essais par doses massives (« slug tests ») constituent également une technique opportune pour assurer le suivi le mélange dans les cours d'eau.

Le flux de la rivière pour des conditions moyennes à long terme peut être « interpolé » à partir des configurations mesurées du panache en conditions d'étiage annuel et de crue annuelle (U.S. EPA, 1987). Des calculs et des modélisations peuvent être utilisés pour cette interpolation.

2.2.4.2 Lacs

La méthode recommandée pour délimiter le panache d'un effluent déversé dans un lac est celle de l'injection continue de traceur. L'essai par doses massives constitue également une technique acceptable pour assurer le suivi du mélange dans les lacs. Voici les grandes considérations dont il faut tenir compte dans la conception de l'étude :

i. le sens de l'écoulement et les caractéristiques de dilution du panache varient selon les courants dominants;

ii. il n'y a peut-être pas de mélange efficace de l'effluent en fonction de la profondeur;

iii. la plupart du temps, le panache de l'effluent se trouve près de la surface;

iv. le traceur a la même densité que l'effluent.

Les études avec traceur devraient être conçues pour répondre aux exigences générales et pour prendre en considération les variations saisonnières. La durée de chaque étude et le moment choisi pour son exécution dépendront en partie des courants dominants.

Parallèlement aux traceurs à base de colorant, on devrait également jeter à l'eau des bouées dérivantes afin de mesurer les courants. Les bouées devraient être placées un mètre et demi sous la surface de l'eau ou à la profondeur de capture de l'effluent, qu'on peut déterminer sur place à partir de travaux exploratoires avec traceurs. Lorsque des grappes de bouées sont mises à l'eau, la dispersion d'un ensemble peut être définie à partir du parcours de chacune des bouées, par détermination de la variance de chacune autour du centroïde.

Au moins deux courantomètres de sensibilité appropriée et un anémomètre devraient être utilisés aux environs du point de rejet pour une période d'un mois pendant chaque saison de mesure afin d'établir les variations saisonnières. Les données produites par les

courantomètres enregistreurs sont analysées; cela permet de mesurer, en termes statistiques, les caractéristiques du climat actuel aux environs de l'émissaire. Des évaluations visant à déterminer si les données météorologiques fournies par l'aéroport local ou d'autres sources reflètent bien les conditions locales devraient être faites pour juger de l'utilité de telles données. La relation statistique entre la dilution et la vitesse de déplacement est alors combinée aux caractéristiques statistiques des courants afin de déterminer des enveloppes spatiales de dilution (graphique montrant la fréquence du facteur de dilution en fonction de deux variables, soit la dilution et le temps de parcours) aux environs de l'émissaire.

Des enveloppes de dilution devraient être produites et leur validité statistique devrait être déterminée et enregistrée. Ces enveloppes devraient montrer la probabilité de la présence d'un panache en n'importe quel point du plan d'eau récepteur, ainsi que la moyenne et l'écart-type de la concentration de l'effluent en tout point du plan d'eau. Les enveloppes ne montrent pas la configuration du panache dans des conditions définies de vitesse et de direction du courant. Pour déterminer cette configuration à tout moment donné, et donc dans des conditions déterminées de vitesse et de direction du courant, il est nécessaire de procéder à une étude à l'aide d'un traceur.

Contrairement aux rivières, où le panache de l'effluent peut être prévu par des modèles dans des conditions nominales, celles-ci ne peuvent pas être facilement projetées dans le cas d'un lac (se reporter à la section 2.2.3). Certains organismes de réglementation provinciaux spécifient les conditions dans lesquelles le panache de l'effluent doit être déterminé. Par exemple, en Ontario, le ministère de l'Environnement exige qu'il soit défini dans des conditions de grande vitesse du courant, normalement supérieure à 20 cm/sec dans les deux directions parallèles aux rives, ainsi que dans des conditions d'écoulement très lent.

2.2.4.3 Estuaires

Dans la plupart des cas, les usines sont situées vers le fond de l'estuaire, principalement parce qu'elles ont besoin d'eau douce pour leurs procédés. Il existe certaines exceptions, là où les usines puisent leur eau douce dans d'autres sources ou dans de petits cours d'eau. Lorsque c'est le cas, les procédés applicables en milieu océanique doivent prévaloir et des études spéciales sont requises. Celles-ci sont expliquées avec de plus amples détails dans la section ayant trait aux fjords.

Dans la plupart des estuaires, les effets attribuables aux marées ainsi que la distribution de l'effluent en fonction de la profondeur, effluent constitué d'eau douce qui est déversée

dans des eaux salées, sont importants. Les courants estuariens sont largement déterminés par le balancement des marées.

À l'intérieur d'un cycle complet des marées, la vitesse des courants tidaux est la plus élevée pendant la marée montante (flux) et la marée descendante (jusant) lors des marées de vive eau. Le panache devrait être mesuré lorsque les courants provoqués par la mer montante et ceux dus à la mer descendante sont au maximum, ainsi qu'à l'étale intermédiaire, parce que ce sont les conditions extrêmes d'étendue du panache. Les études dans les régions touchées par les marées montantes et descendantes devraient être faites lorsque le débit du cours d'eau qui alimente l'estuaire est à l'étiage.

Dans les estuaires, la méthode suggérée pour les études avec traceur est l'injection continue à taux constant d'un traceur pendant une période d'une durée de 4 heures qui commence avec le début de la marée montante ou descendante. Il faut bien mélanger le traceur avec l'effluent avant de l'injecter et mesurer le panache du traceur en se déplaçant perpendiculairement au sens du déplacement du panache et à différentes profondeurs. Pour obtenir une représentation complète du panache, il peut être nécessaire de procéder à plusieurs injections du traceur pendant plusieurs cycles de marée; cependant, on doit veiller à laisser s'écouler, entre les injections, un délai suffisant pour que le traceur de l'injection précédente soit éliminé. Les données de salinité-température-profondeur (STP) devraient aussi être notées lors de l'établissement de chaque profil de traceur. On devrait garder des relevés des courants et des stades de marée dans les secteurs influencés par le panache, lors des études avec traceurs.

Les panaches mesurés en période de marée montante et de marée descendante représentent l'étendue maximale du panache en amont et en aval. Ces panaches sont représentés sous la forme de pourcentage de l'effluent. L'étale de mer se produit entre les marées montantes et les marées descendantes; on peut la déterminer en traçant des enveloppes à partir des données recueillies pour cette période.

2.2.4.4 Fjords

Dans un fjord, le transport et la dilution de l'effluent sont principalement attribuables aux courants résiduels. Les marées ne contribuent pas au mouvement net de l'effluent, mais elles agissent sur sa dispersion. La configuration des courants résiduels peut être déterminée au voisinage du point de rejet par une injection à débit constant de traceurs dans l'effluent pendant trois cycles successifs et complets de marée et par une mesure du panache de colorant durant l'étale entre le deuxième et le troisième cycles de marée.

Parallèlement aux études avec traceurs, il est recommandé de placer au moins deux courantomètres enregistreurs à la profondeur de concentration maximale dans le fjord pendant les études avec traceurs ainsi que durant 60 jours après la fin de ces études. On peut déterminer les enveloppes de dilution à partir des statistiques sur les courants résiduels et des données sur les panaches de colorant.

Certains fjords sont très complexes. L'utilisation de caractéristiques du panache et des courants résiduels mesurés localement peut ne pas suffire à la délimitation du panache de l'effluent, particulièrement dans sa zone éloignée de la ZPR ou lorsque l'effluent est peu concentré. Lorsque c'est le cas, il peut être utile de combiner un modèle de transport par courant résiduel à un modèle de contaminants tel que le « WASP » (U.S. EPA, 1988).

Normalement, des études faites lors des marées montantes et des marées descendantes en période de marées de vive eau et en période d'étiage du cours d'eau suffisent à la détermination des conditions nominales. Des modèles prévisionnels peuvent être utiles à la détermination du panache. Des modèles de prévision du panache au printemps sont examinés dans le rapport du U.S. Army Corps of Engineers (1986) sur le modèle CE-QUAL-W2.

2.2.4.5 Océans

Le milieu marin se distingue du milieu estuarien en ce qu'il n'y a pas d'eau douce dans le secteur du point de rejet de l'effluent. Le panache est dilué et transporté par des courants produits par les marées, par les courants résiduels et par les vents. La méthode recommandée est l'injection continue d'un traceur dans l'effluent pendant trois cycles successifs de marée (en période de marées de vive eau) et la mesure du panache durant l'étale entre le deuxième et le troisième cycles. Il est recommandé d'établir les profils de concentration des traceurs du panache dans deux directions perpendiculaires l'une à l'autre. On détermine la profondeur des profils en établissant des profils de concentration du traceur en fonction de la profondeur et ensuite en choisissant la profondeur qui correspond à la concentration maximale du traceur comme profondeur servant à la détermination des profils de concentration.

Il est recommandé de mettre en place au moins deux courantomètres enregistreurs à la profondeur de concentration maximale ainsi qu'un anémomètre durant les travaux avec traceurs et pendant au moins 60 jours après la fin de ces travaux.

À partir des profils du traceur, on calcule les enveloppes du panache d'effluents, qu'on met en relation avec les courants mesurés. La probabilité de la fréquence d'apparition de ces enveloppes est déterminée par analyse statistique des relevés des courantomètres.

2.3 Inventaire et classification des habitats

La classification des habitats du poisson susceptibles d'être touchés par les rejets de l'usine ou par d'autres sources confondantes est essentielle pour la conception des activités de suivi. La cartographie est la méthode recommandée pour présenter l'information sur les habitats concernés et elle devrait englober:

1) les sites situés à l'intérieur des limites de la zone de mélange de l'effluent, déterminés conformément à la section 2.2.1;

2) les sites à l'intérieur ou à proximité de cette zone qui sont susceptibles d'être touchés par le dépôt de sédiments attribuables à l'usine ou de sédiments contaminés par son effluent;

3) les sites à l'intérieur de la zone ou des zones de référence où existent des types d'habitats dominants similaires à ceux qui ont été reconnus dans les sites visés aux sections (1) et (2).

Les éléments qui doivent être relevés et cartographiés sont décrits au tableau 2.2. Cet inventaire aidera à reconnaître les facteurs confondants possibles devant être pris en considération dans la conception des activités de suivi et l'interprétation des résultats, tels que les barrages, les tributaires et les autres sources de rejet. L'étendue spatiale de la zone d'étude qui doit être cartographiée est déterminée de façon spécifique pour chaque site. Toutefois, comme les zones d'échantillonnage pour les études des invertébrés doivent être réparties dans la classe dominante d'habitat (suivant la définition de Cowardin *et al.*, 1979), tous les habitats cartographiés doivent être indiqués au moins au niveau de la classe.

Les études de classification des habitats doivent suivre le système hiérarchique de classification de Cowardin *et al.* (1979). On trouvera dans Pêches et Océans Canada (1990) des indications additionnelles concernant les méthodes de description des habitats.

Les renseignements extraits de l'inventaire et de la classification des habitats servent à déterminer la position des stations d'échantillonnage dans des habitats similaires situés à l'intérieur de la zone de référence et de la zone d'étude; ils sont utiles à l'obtention de renseignements sur d'autres rejets et d'autres facteurs qui pourraient modifier l'interprétation des données recueillies à ces stations.

Tableau 2.2 Exigences du rapport pour l'inventaire des ressources et des habitats de la zone d'étude

Paramètre	Description/Information à présenter
Principaux tributaires et embouchures de cours d'eau	• Les emplacements doivent être indiqués sur les cartes.
Zones de fraye et d'alevinage	• L'emplacement de toutes les zones connues doit être indiqué sur une carte.
Zones de pêche, zones d'aquiculture, importantes ressources en mollusques et crustacés	• L'emplacement de toutes les zones connues doit être indiqué sur une carte.
Prises d'eau, rejets d'effluents, rejets d'eaux pluviales et le trop-plein d'égouts, sites de disposition, lieux de drave et sites d'entreposage	• L'emplacement de toutes les zones connues doit être indiqué sur une carte.
Quais, débarcadères, terminus de traversiers, marinas, rampes de mise à l'eau, plages publiques	• L'emplacement de toutes les zones connues doit être indiqué sur une carte.
Barrages et autres obstacles au déplacement des poissons	• L'emplacement de toutes les zones connues doit être indiqué sur une carte et les restrictions au déplacement des poissons doivent être indiquées.
Zones de croissance de végétation	• Identifier toutes les zones où la croissance des plantes aquatiques semble être réduite ou amplifiée par rapport aux zones de référence.
Cartographie bathymétrique	• En mètres (par rapport au niveau moyen de la mer dans les habitats des zones de marées). • Intervalles recommandés : ♦ de 0 à 5 m de profondeur d'eau : intervalles de 1 m ♦ intervalles de 5 à 10 m de profondeur d'eau : intervalles de 2,5 m ♦ > 10 m de profondeur d'eau : intervalles de 5 m
Gradient (rivières)	• Profil de gradient pour l'ensemble du bassin hydrographique à partir de cartes topographiques.
Débit (rivières et estuaires)	• Statistiques sommaires du débit (m^3/sec) à partir de données enregistrées chaque mois (bassins hydrographiques jaugés). • Estimation justifiée du débit mensuel moyen lorsque les données ne sont pas disponibles. • Débit au cours du cycle précédent de suivi.
Chimie de l'eau	• Tableau des données historiques disponibles sur la qualité de l'eau.
Courants (lacs, estuaires et océans)	• Compilation et cartographie des données disponibles.
Marées	• Présentation sous forme de tableaux des données disponibles sur les niveaux des marées à partir des tables gouvernementales des marées pour la station la plus proche.

Note : Toutes les cartes doivent être établies à une échelle de 1:≤ 5000, englobant toutes les zones pouvant être atteintes par le panache ainsi que les zones de référence.

2.3.1 Considérations propres à l'environnement

Rivières

Il est recommandé que les descriptions d'habitats d'eaux douce comprennent des renseignements sur le gradient d'altitude, sur l'emplacement des barrages, des chutes et autres obstacles à la migration du poisson, sur le débit annuel moyen et sa plage de variations ainsi que sur les caractéristiques générales du substrat de chaque cours d'eau (présentées sous forme de graphique donnant le profil selon un gradient). Les apports d'aval et d'amont (p. ex., eau pluviale, trop-plein d'égout, effluents d'autres emplacements industriels) devraient être cartographiés et décrits.

Lacs

Les caractéristiques importantes de l'habitat des lacs comprennent la bathymétrie, l'emplacement des principaux tributaires et exutoires ainsi que les conditions générales d'oxygénation et de température (stratification thermique, épuisement d'oxygène en profondeur).

Rivages côtiers

Des paramètres additionnels de cartographie sont suggérés dans le cas des rivages (le long de la mer ou des Grands Lacs); ils incluent les isobathes, les caractéristiques du substrat à proximité des côtes, la configuration du rivage ainsi que l'emplacement des cours d'eau tributaires et autres rejets et activités indiqués sur une carte.

Estuaires

Les estuaires sont le mieux décrits par leurs gradients généraux de salinité, les débits, la bathymétrie et les grandes caractéristiques de leur substrat. Une description des cycles de marées est recommandée dès qu'il s'agit de mer ou d'estuaire. La plupart des caractéristiques susmentionnées peuvent être extraites de cartes maritimes, de cartes topographiques et de publications gouvernementales sur les marées et les débits classés des cours d'eau; elles peuvent être obtenues aussi au moyen d'entrevues auprès de fonctionnaires locaux et de personnes informées.

2.3.2 Classification des habitats

Le cadre général à adopter pour la classification et la cartographie des caractéristiques des eaux devrait être celui du système de classification élaboré par le U.S. Fish and Wildlife Service (FWS), « Classification of Wetlands and Deepwater Habitats of the United States » (Cowardin *et al.*, 1979; Busch et Sly, 1992). Le système est conçu de façon à permettre la classification d'un vaste éventail d'habitats aquatiques et semi-aquatiques du continent.

Le système de classification FWS est hiérarchique et, au niveau le plus large, divise les habitats en cinq milieux principaux : marin, estuarien, fluvial, lacustre et littoral (figure 2.1).

Ces systèmes sont eux-mêmes divisés en zones qui reflètent les conditions hydrologiques (p. ex., littoral par opposition à limnétique dans le système lacustre); toutefois, le système littoral n'a pas de zone. Le niveau inférieur à celui de la zone est celui de la classe : il décrit l'apparence de l'habitat en fonction de la végétation (p. ex., milieux humides émergents, milieux submergés, marécages boisés) ou bien de substrat lorsque la végétation est peu apparente ou absente (p. ex., rivage non consolidé, rives rocailleuses, lit de cours d'eau). Chaque classe peut ensuite être subdivisée en sous-classes et ces dernières en types de dominance.

Aux fins de l'ESEE, il est recommandé d'utiliser le système de classification jusqu'au niveau de la classe, comme on le voit à la figure 2.1, et qu'en outre, la sous-classe et les types de dominance du FWS pour les substrats et les modifications soient utilisés pour le régime de salinité et le régime hydrologique (tableaux 2.3 à 2.5). Étant donné que le système du FWS ne permet que peu ou pas de précision dans le cas des mesures verticales (profondeur), il est recommandé de recueillir des renseignements sur les profils de température et d'oxygène au cours des périodes de l'année où l'on note certaines contraintes à ce sujet (généralement l'été ou peut-être sous la glace en hiver), de même que les gradients horizontal et vertical de salinité aux diverses conditions de marrée si le milieu récepteur est sujet à une stratification verticale (estuaire).

Lorsque le panache est très étendu et qu'il n'est pas réaliste de procéder à une cartographie complète jusqu'au niveau des sous-classes et des types de dominance des substrats, il est suggéré de procéder à une classification détaillée à proximité du point de rejet de l'effluent (dans la ZPR ainsi que dans la partie voisine de la ZPR) et là où la dilution de l'effluent est supérieure aux concentrations spécifiées. On trouvera dans Cowardin *et al.* (1979) d'autres renseignements sur les méthodes descriptives des habitats en milieux côtiers et estuariens. En outre, il est recommandé que des substrats benthiques soient décrits lorsque cela est approprié selon des paramètres spécifiques au secteur

industriel pertinent. Par exemple, dans le cas des pâtes et papiers, on utilise le degré de dépôt (l'épaisseur) des fibres et des débris ligneux.

On peut trouver d'autres guides sur l'évaluation des habitats, tels que ceux publiés par Pêches et Océans Canada et le ministère de l'Environnement et des Parcs de la Colombie-Britannique (1987), le ministère des Ressources naturelles de l'Ontario (1989), Plafkin *et al.* (1989), et Pêches et Océans Canada (1990).

Figure 2.1 Hiérarchie de la classification des habitats de milieux humides et d'eaux profondes indiquant les systèmes, les sous-systèmes et les classes (d'après Cowardin *et al.*, 1979)

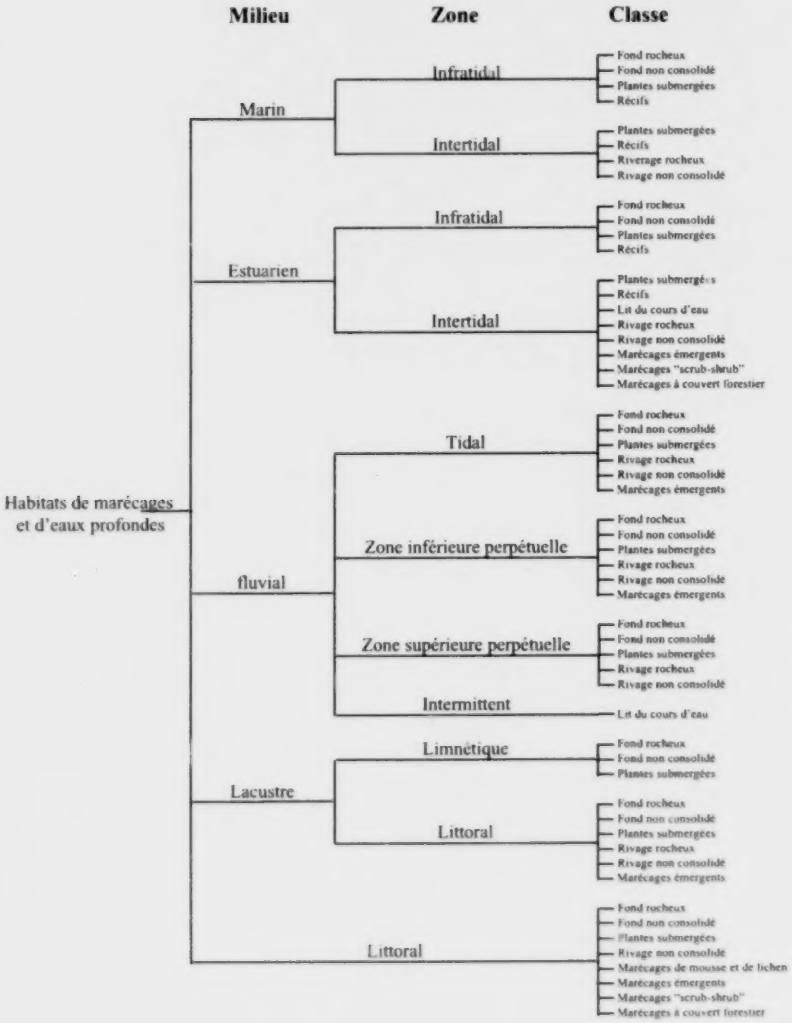


Tableau 2.3 Sous-classes de substrats et types de dominance (d'après Cowardin *et al.*, 1979)

Classe de substrats	Sous-classe/ type de dominance	Classe de substrats	Sous-classe/ type de dominance
Fond rocheux	Roche-mère Gravier	Fond non consolidé	Galets et graviers Sable Vase Organique
Plantes submergées	Algues Mousses aquatiques Plantes vasculaires enracinées Plantes vasculaires flottantes	Récifs	Mollusques
Lit du cours d'eau	Roche-mère Gravier Galets et gravier Sable Vase organique	Rivage rocheux	Roche-mère Gravier

Tableau 2.4 Modifications de la salinité (d'après Cowardin *et al.*, 1979)

Milieux	**Salinité (parties par mille)**	**Gammes de conductivité (µmhos à 25 °C)**
Hyperhalin	>40	>60 000
Euhalin	30-40	45 000-60 000
Mixohalin (saumâtre)	0,5-30	800-45 000
Polyhalin	18,0-30	30 000-45 000
Mésohalin	5,0-18	8 000-30 000
Oligohalin	0,5-5	800-8 000
Eau douce	<0,5	<800

Tableau 2.5 Modifications du régime hydrologique (d'après Cowardin *et al.* , 1979)

Sous-classe	Modifications	Sous-classe	Modifications
Soumis aux marées	Infratidal	Non soumis aux marées	Submergé de façon permanente
	Exposé de façon irrégulière		Exposé de façon intermittente
	Submergé de façon régulière		Submergé de façon semi-permanente
	Submergé de façon irrégulière		Submergé de façon saisonnière
			Submergé de façon temporaire
			Submergé de façon intermittente

2.3.3 Délimitation des zones de dépôt

Les zones de dépôt se forment aux endroits où le courant ralentit, ce qui permet la décantation des particules; les plus fines forment des sédiments dans les courants les plus lents. Les données historiques sur les contaminants ou les communautés benthiques, utilisées avec les résultats de la délimitation du panache d'effluent, peuvent aider à identifier les zones d'étude. Pour obtenir un point de comparaison pour les communautés d'invertébrés benthiques résidantes, il faudrait choisir des secteurs semblables (mais non contaminés) de dépôt de sédiments dans la zone de référence.

Il est recommandé que les zones de dépôt contiguës à l'émissaire (zones proches) et plus en aval (zones éloignées) soient cartographiées et caractérisées. L'étendue, la profondeur et les caractéristiques de ces dépôts peuvent être déterminées lors de campagnes d'échantillonnage spécifiques aux emplacements au moyen de méthodes faisant appel à des échantillons instantanés, des carottages, des dragages, des pièges à sédiments mis en place par des plongeurs ou d'autres méthodes appropriées. L'épaisseur des dépôts devrait être mesurée directement, si possible, ou être estimée par sondage mécanique, par sonar ou par des méthodes géophysiques. Les contenus échantillonnés devraient être décrits selon les termes suivants : texture de la couche sédimentaire, couleur, faune et débris. Une photographie en couleurs de l'échantillon est utile également.

2.4 Inventaire des ressources

L'identification des ressources aquatiques et de leur utilisation potentiellement touchées par le rejet d'effluent, est essentielle à la conception d'une étude ESEE et à la sélection des espèces sentinelles appropriées au recensement des poissons. La description des ressources halieutiques de la zone d'étude est une exigence pour la pré-conception de l'étude ESEE. Ces renseignements devraient comprendre notamment l'identification des

poissons ou des moules et crustacés qui sont présentement exploités pour la pêche commerciale ou non-commerciale, qui pourraient être exploités dans l'avenir, de même que toute espèce reconnue par les autorités fédérales ou provinciales comme rare, menacée ou en danger, de même que toute espèce qui pourrait être présente en nombres suffisants pour être considérée comme espèce à échantillonner. Les installations d'agriculture devraient aussi être identifiées. Il est recommandé que ce type de renseignements soit obtenu auprès des biologistes des pêches des districts en question qui sont au service d'organismes de réglementation ou des musées fédéraux ou provinciaux, d'agents de la conservation locaux, des associations de pêche locales et à partir d'entrevues avec des pêcheurs ou des membres de la communauté locale. La fabrique doit démontrer à l'ARA qu'un effort raisonnable a été fait pour rassembler ces informations

Dans certain cas, cela pourrait nécessiter un inventaire préliminaire non destructeur sur le terrain pour documenter les espèces présentes et leur abondance relative. Les fabriques ayant des connaissances sur les ressources halieutiques dans la zone d'étude ont généralement un meilleur succès dans la capture d'espèces sentinelles. Normalement, ce choix se ferait après examen des renseignements obtenus sur les espèces des ressources locales qui peuvent être considérées, comme décrit ci-dessus, ou après consultation de la documentation de référence sur la distribution des espèces de poissons au Canada. Quoique la fabrique n'est pas obligée de faire un échantillonnage préliminaire sur le terrain pour rassembler les informations sur les ressources halieutiques, elle doit posséder des données spécifiques suffisantes pour permettre la sélection des espèces sentinelles de poissons (ou de crustacés ou mollusques) répondant aux critères de l'étude sur les poissons (voir chapitre 5).

Les exigences en matière de rapports d'inventaire des ressources et des habitats sont exposées dans le tableau 2.2. Toutes les données sur la classification des habitats doivent être fournies sous forme de cartes, généralement à une échelle de 1:≤5 000 (l'échelle utilisée doit être indiquée). Le tableau 2.6 donne une suggestion de présentation des renseignements sur les ressources et les espèces sentinelles.

Tableau 2.6 Exemple de renseignements relatifs à l'inventaire des ressources

Espèces-ressources et abondance relative (si elles sont connues)				
Pêche commerciale	Pêche sportive	Pêche de subsistance	Rares ou menacées	Autres
Espèces candidates sentinelles et références aux habitats				
Espèce	Frai	Alevinage	Fourrage	Migration
Rapports d'évaluation des communautés (l'indiquer s'il n'y en a pas)				
Auteur	Titre	Citation	Conclusions	
Rapports portant sur les contaminants décelés chez les poissons (l'indiquer s'il n'y en a pas)				
Auteur	Titre	Citation	Conclusions	

2.5 Cartograhie détaillée de l'emplacement

Il est recommandé de tracer une carte de l'emplacement; celle-ci doit illustrer l'étendue approximative des lieux connus pour les ressources sensibles et les habitats de valeurs ainsi que l'emplacement des sites d'échantillonnage antérieurs. La carte de l'emplacement sert à illustrer l'intégration des données disponibles et à justifier la sélection de futurs emplacements et variables de surveillance.

2.6 Données antérieures sur le milieu récepteur

L'examen des données historiques (10 ans) et plus récentes obtenues dans le cadre d'autres activités de surveillance constitue un élément important des exigences à remplir avant la conception des études de suivi. Ces données peuvent contribuer à déterminer les impacts connus, lorsqu'il y en a, et à choisir les zones exposées et les zones de référence pour les études. Elles peuvent être fournies à l'étape préalable à la conception si elles répondent aux exigences de qualité du programme de l'ESEE. Dans le cadre de cet examen, d'autres programmes de surveillance à des endroits particuliers, p. ex., des programmes intensifs de surveillance de l'oxygène dissous, devraient être identifiés. Les problèmes ou préoccupations passés, comme l'altération du poisson, la fermeture de zones de récolte des mollusques ou de zones de pêche, la contamination bactérienne et l'accumulation de fibres dans les sédiments, devraient aussi être identifiés.

2.7 Qualité de l'effluent, et caractérisations

Les usines sont tenues de présenter des données sur la qualité de leurs effluents et sur leurs activités en vertu du *Règlement sur les effluents des fabriques de pâtes et papiers* (*Loi sur les pêches*) et du *Règlement sur les dioxines et les furannes chlorés dans les effluents des fabriques de pâtes et papiers* (*Loi canadienne sur la protection de l'environnement*). La caractérisation des effluents devrait reposer sur les paramètres suivants :

- pH
- Débit
- Conductivité
- Demande biochimique en oxygène (DBO)
- Matière totales en suspension (MTS)
- Létalité 96 h pour la truite arc-en-ciel
- Létalité 48 h pour *Daphnia magna*
- Congénères des dioxines et des furannes chlorés[5]

Le tableau 2.7 donne un exemple, dans le cas des usines de pâtes et papiers, de la façon de présenter un résumé annuel des données sur la chimie et la toxicité des effluents. Les données peuvent aussi être présentées sous forme graphique. On peut indiquer les changements importants dans les procédés ou les traitements des effluents et des données relatives aux activités courantes de l'usine.

---

[5] Exigences en vertu du *Règlement sur les dioxines et les furannes chlorés dans les effluents des fabriques de pâtes et papiers (Loi canadienne sur la protection de l'environnement).*

Tableau 2.7 Exemple d'un sommaire annuel sur les caractéristiques de l'effluent d'une usine[1]

Données relatives à la chimie[2]

Année	Production quotidienne moyenne	Débit minimum moyen (m^3)	Débit quotidien moyen (m^3)	Débit maximum (m^3)	Nombre d'échantillons analysés	Gamme de concentration	Concentration moyenne des échantillons au-delà de limite de détection[3]	Écart-type	Commentaires (changements dans le traitement de l'effluent de procédé)

Données relatives à la toxicité[4]

Année	Production quotidienne moyenne	Débit quotidien moyen (m^3)	Nombre d'échantillons analysés	Mesure terminale	Gamme de résultats de mesure terminale	Moyenne des résultats de mesure terminale	Écart-type	Commentaires (changements dans le traitement de l'effluent de procédé)

1 Compléter des formulaires différents pour chaque rejet d'effluent.

2 Remplir séparément pour chaque substance chimique ou paramètre analysé.

3 Les données tronquées (celles qui son exprimées par « < » ou « > » , comme <0,05 mg · L^{-1} ou > 100% d'effluent) devraient être intégrées à la moyenne, en tant que limite de quantification (0,05 ou 100 pour les exemples cités ci-dessus); toutefois, il faudrait indiquer la proportion des données qui étaient tronquées lors du calcul de la moyenne indiquée au tableau.

4 Remplir séparément pour chaque type d'essai de toxicité.

2.8 Historique et activités de l'usine

Les données historiques pertinentes concernant l'usine, en particulier les procédés, le traitement des effluents et les déversements, devraient être fournies puisqu'elles peuvent être utiles à l'interprétation du plan de l'étude ou des résultats. Ces données sont essentielles pour l'évaluation de l'acceptabilité des données historiques et la sélection des zones d'étude. L'examen des données d'opérations actuelles et antérieures de l'usine permettront à l'exploitant d'identifier les problèmes environnementaux qui peuvent être attribués à des pratiques actuelles ou passées. Un exemple d'une liste de pointage d'éléments précis pour une usine de pâtes et papiers est donné au tableau 2.8. En vue de faciliter la compréhension des activités en cours, on pourrait tracer un schéma simple des principaux branchements d'égouts et des débits correspondants.

Tableau 2.8 Exemple d'une liste de pointage des activités de l'usine de pâtes et papiers (cocher lorsque complété)[1]

Information	Opération historique	Opération actuelle	Changements significatifs depuis l'ESEE précédente[2]
Sources d'eau de procédé et autres	_____	_____	_____
Milieu récepteur du rejet d'effluent	_____	_____	_____
Procédé de mise en pâte :			
• description générale	_____	_____	_____
• description des substances chimiques qui, en bout de ligne, se retrouvent dans le réseau d'égouts	_____	_____	_____
• volume et taux d'utilisation de toutes les substances chimiques déversées dans les égouts collecteurs	_____	_____	_____
Description de l'approvisionnement :			
• type (bois rond, copeaux, ou autre)	_____	_____	_____
• espèces	_____	_____	_____
• volumes et âge de chaque type et de chaque espèce (bois durs, bois mous)	_____	_____	_____
Procédé de blanchiment :			
• description générale	_____	_____	_____
• agent(s) de blanchiment	_____	_____	_____
• volume et taux d'utilisation de toutes les substances chimiques déversées	_____	_____	_____
Installations de traitement :			
• description générale, notamment le temps de rétention	_____	_____	_____
• volume et taux d'addition de toute substance chimique	_____	_____	_____
• déversement ou étang de stabilisation et durée de rétention	_____	_____	_____
Pertes (de fibres, de liqueur de lavage de la pâte brune, de soude) :			
• quantités	_____	_____	_____
• types	_____	_____	_____
• dates	_____	_____	_____
Diagramme montrant :			
• l'emplacement et le débit de tous les principaux égouts où sont déversés l'eau de procédé et l'eau de refroidissement	_____	_____	_____
• l'emplacement des installations de traitement	_____	_____	_____
• l'emplacement des dispositifs de mesure du débit	_____	_____	_____
• des renseignements sur la collecte du lixiviat et sur l'enfouissement	_____	_____	_____
• les points de rejet de l'eau de ruissellement	_____	_____	_____
Dispositifs de mesure du débit :			
• emplacement et type	_____	_____	_____
• date de l'étalonnage	_____	_____	_____
Données relatives à la surveillance de l'effluent	_____	_____	_____
Déversements dans le plan récepteur[3] (type, volumes et dates)	_____	_____	_____

[1] La documentation à l'appui devrait être incluse dans le rapport de l'ESEE.

[2] Documenter tous les changements significatifs ainsi que les dates où ces changements sont survenus.
[3] Documenter tous les déversements ayant eu ou ayant pu avoir un impact sur l'environnement.

2.9 Références

Busch, W.-D. N. and P. G. Sly. (eds.) 1992. The development of an aquatic habitat classification system for lakes. CRC Press. Boca Raton. 225 pp

Cowardin, L.M., V. Carter, F.C. Golet and E.T. LaRoe. 1979. Classification of Wetlands and Deepwater Habitats of the United States. U.S. Fish and Wildlife Service. FWS/OBS-79/31.

Department of Fisheries and Oceans. 1990. Coastal/Estuarine Habitat Description and Assessment Manual. Part II. Habitat description procedures. Prepared by G.L. Williams and Associates Ltd., Coquitlam, B.C.

Department of Fisheries and Oceans and British Columbia Ministry of the Environment and Parks. 1987. Fish Habitat Inventory and Information Program: Stream Survey Field Guide.

Douglas G.R., C.E. Grant, R.D.L. Grant, M.F. Salamone and E.R. Nessman. 1983. Comparative mammalian in vitro and in vivo studies on mutagenic activity of Rhodamine WT. Mutat. Res. 118: 117-125.

Liu S.K. and J.J. Leendertse. 1987. Modelling the Alaskan Continental Shelf Waters. The Rand Corporation, 1700 Main Street, P.O.Box 2138, Santa Monica, California. R-3567-NOAA/RC.

Ontario Ministry of Natural Resources. 1989. Manual of Instructions. Aquatic Habitat Inventory Surveys. MNR, Toronto, Ontario.

Orth, D.J. 1989. Aquatic habitat measurements. In: Fisheries Techniques, L.A. Neilson and D.L. Johnson (eds.), pp. 61-84. Am. Fish. Soc., Bethesda, Maryland.

Parker, G.G. 1973. Tests of Rhodomine WT dye for toxicity to oysters and fish. J. Res. U.S. Geological Survey 1(4): 499.

Plafkin, J.L., M.T. Barbour, K.D. Porter, S.K. Gross and R.M. Hughs. 1989. Rapid Bioassessment Protocols for Use in Streams and Rivers: Benthic Macroinvertebrates and fish. EPA/444/4-89-001.

U.S. Army Corps of Engineers. 1986. CE-QUAL-W2: a Numerical Two-Dimensional, Laterally Averaged Model of Hydrodynamics and Water Quality; User's Manual. Instruction Report E-86-5, U.S. Army Engineer Waterways Experiment Station, Vicksburg, Mississippi. U.S. EPA. 1987. The Enhanced Stream Water Quality Models

QUAL2E and QUAL2E - UNCAS: Documentation and User Manual. Environmental Research Laboratory, United States, Athens, Georgia. EPA/600/3-87/007.

U.S. EPA. 1987. The Enhanced Stream Water Quality Models QUAL2E and QUAL2E - UNCAS: Documentation and User Manual. Environmental Research Laboratory, United States, Athens, Georgia. EPA/600/3-87/007.

U.S. EPA. 1988. WASP-4 a Hydrodynamic and Water Quality Model-theory, User's Manual and Programmer's Guide. Environmental Protection Agency, Athens, Georgia. EPA/600/3-87/039.

U.S. Geological Survey. 1986. Fluorometric Procedures for Dye Tracing. U.S. Geological Survey, Federal Center, Box 25425, Denver. Book 3. Applications of Hydraulics. Chapter A12.

U.S. Geological Survey. 1989. Determination of Stream Reaeration Coefficients by Use of Tracers. U.S. Geological Survey, Federal Center, Box 25425, Denver. Book 3. Applications of Hydraulics. Chapter A18.

3 Conception de l'échantillonnage

Le contenu du présent chapitre, qui porte sur la conception de l'échantillonnage, s'applique à toutes les activités de surveillance sur le terrain de l'ESEE. Certains exemples propres au benthos ou aux poissons sont donnés pour fins de clarification. Les chapitres 5 et 6 contiennent respectivement des renseignements détaillés sur les différents plans d'échantillonnage qui s'appliquent spécifiquement aux poissons et au benthos.

3.1 Description des zones d'étude

Une zone est définie qualitativement pour les besoins de l'échantillonnage et se rapporte à l'échelle géographique appropriée contenant un ou plusieurs sites d'échantillonnage appelés « stations ». Une station est un site d'échantillonnage fixe qui peut-être reconnu, défini quantitativement (p. ex., latitude et longitude) et faire l'objet d'un rééchantillonnage. Dans le programme de l'ESEE, la zone d'étude globale est divisée en zones de référence et en zones d'exposition (proche, éloignée, etc.). Une zone doit être relativement homogène en ce qui concerne les principaux types d'habitat et les niveaux d'exposition aux rejets de l'usine.

La zone de référence ne devrait pas être exposée à l'effluent de l'usine et les habitats qu'on y trouve doivent être semblables à ceux de la zone d'exposition. Dans la plupart des cas, les limites des zones d'exposition sont déterminées par la zone de mélange de l'effluent. La zone d'exposition doit englober des zones proches et des zones éloignées du point de déversement de l'effluent. Les premières sont situées plus près de ce point et sont davantage exposées à l'effluent que les zones éloignées. Au moins une des zones proches devrait être située le plus près possible du point de déversement tout en étant à l'extérieur. Les zones éloignées sont situées à l'extérieur des lieux pour lesquels des résultats indiquent un effet létal aigu. Il est recommandé qu'elles soient près de la limite de la zone de mélange de l'effluent. Des stations d'échantillonnage multiples dans chacune des zones définies devraient servir à déterminer les variations spatiales. Si la conception de l'échantillonnage repose sur un gradient, il n'existe pas de zone de référence comme telle, mais les variables de réponse sont mesurées le long du gradient d'exposition.

En pratique, il y aura probablement presque toujours une ou plusieurs zones éloignées pour les échantillonnages autres que ceux du poisson (p. ex., eau, sédiments, benthos). Le choix de l'emplacement des zones éloignées doit être fondé sur l'exposition à l'effluent. Toutes les zones éloignées devraient être situées, si possible, de façon à éviter ou à réduire au minimum l'exposition à des rejets ne provenant pas de l'usine.

La plupart des effluents sont rejetés de façon telle qu'au point de rejet, leur vitesse excède celle des plans d'eau récepteurs. La zone où cela se produit et où l'effluent flotte est appelée la *zone primaire de rejet*. Celle-ci est souvent caractérisée par une turbulence apparente et ne s'étend généralement pas sur plus de 5 à 50 m en aval de l'émissaire.

Les zones de référence devraient comporter des habitats naturels dont les caractéristiques sont semblables à celles des zones d'exposition. Des zones de référence séparées devraient être choisies lorsqu'il y a plusieurs types d'habitat dans la zone d'exposition. On n'établira de comparaisons qu'à l'intérieur des grandes catégories d'habitats naturels. Les considérations d'ordre environnemental présidant au choix des zones de référence dans les milieux marins, estuariens et dulcicoles sont présentées aux sections 3.2 et 3.3.

Lorsqu'il n'existe pas suffisamment de données historiques sur l'effluent d'une usine pour déterminer l'emplacement de la zone de référence et de la zone d'exposition, un échantillonnage exploratoire peut se révéler utile. Cet échantillonnage peut aussi servir à identifier les caractéristiques des habitats pour permettre un choix efficace des sites d'échantillonnage.

Une équipe de terrain expérimentée peut évaluer l'étendue du panache d'après des mesures de la conductivité spécifique ou les résultats d'une étude préliminaire avec colorants. Il lui est souvent possible de déterminer l'emplacement probable de lieux de dépôt en s'appuyant sur l'observation du débit et de la configuration des courants dans le plan récepteur. Il est donc généralement possible de choisir des stations d'échantillonnages d'eau et de sédiments appropriées sur le terrain et de compléter un échantillonnage exploratoire du milieu récepteur en même temps que sont effectuées les études de panache et des zones de dépôt et les inventaires d'habitat et de ressources critiques.

3.2 Sélection des zones de référence dans les milieux marins et estuariens

Pour choisir le plan d'échantillonnage qui convient le mieux à une usine donnée, il faut déterminer s'il existe des zones de référence appropriées en amont de l'usine ou dans le même plan d'eau ou la même écorégion. Cela peut être fait si l'on peut trouver des endroits aux caractéristiques physiques et biologiques comparables pour établir les stations à l'intérieur et à l'extérieur de la zone exposée à l'effluent et si l'on peut supposer que l'effectif de plusieurs espèces à ces stations expérimentales et témoins réagit de façon comparable aux conditions environnementales. Si l'on peut trouver des sites de référence appropriés, on peut alors opter pour des échantillonnages de type contrôle-impact. Les critères soulignent que la zone de référence doit présenter des conditions physiques et biotiques appropriées et qu'elle ne doit pas être exposée à l'influence de l'usine ou

d'autres facteurs confondants. Dans le cas des usines en milieu côtier, il n'existe habituellement pas de zones strictement « d'amont » où l'on peut prélever des échantillons de référence, vu la variabilité de la direction des courants sous l'effet des marées. Dans le cas des usines situées sur le bord d'un estuaire, les zones d'amont peuvent être trop différentes sur les plans physique et biotique de la zone exposée pour permettre de prélever des échantillons de référence valables. Dès lors, en général, la zone de référence se trouve au moins périodiquement en aval du point de rejet de l'effluent. Il est donc important de connaître la configuration des courants dans la région pour déterminer si une zone de référence potentielle est bien « à l'extérieur » de la zone touchée par l'effluent de l'usine. La section 6.1.5 présente certains critères de sélection qui aideront à trouver des zones de référence.

3.3 Sélection des zones de référence dans les milieux dulcicoles

La comparaison des données environnementales et biologiques recueillies dans les zones de référence et dans les zones d'exposition permet de déceler les impacts sur la vie aquatique (Yoder, 1991) et de déterminer quels sont les agents stressants (Hughes *et al.*, 1994), renseigne sur les tendances temporelles et spatiales (Yoder, 1989) et fournit aux organismes gouvernementaux des données sur les ressources en eau (OEPA, 1990). Les zones de référence ne peuvent pas être entièrement vierges (comme elles l'étaient avant l'arrivée des premiers colons européens), mais elles sont les moins touchées par les répercussions ou les perturbations liées à la pollution (Simon, 1991; Omernik, 1995).

Les zones « les moins touchées » diffèrent d'une région à l'autre. Ainsi, dans les Prairies, il peut s'agir de cours d'eau dans des bassins hydrographiques qui ne reçoivent pas d'effluents de source ponctuelle, où l'on ne pratique pas la coupe du bois, la construction de routes ou le pâturage. Ces zones se distinguent toutefois par une activité agricole intense. Si la végétation a pu croître suffisamment pour créer une zone tampon entre les terres et les eaux réceptrices, l'endroit pourrait constituer une zone de référence acceptable. En revanche, il peut être impossible de trouver une zone de référence dans les régions extrêmement perturbées. Le cas échéant, il faut faire en sorte que les zones de référence les moins dégradées se trouvent dans des bassins hydrographiques comparables à l'intérieur de la même écorégion (Hughes *et al.*, 1994).

3.3.1 Sélection des zones de référence fondée sur l'approche contrôle-impact (C-I)

La forme la plus simple de l'approche contrôle-impact, ou référence-exposition (Green, 1979), adoptée pour la surveillance des effets sur l'environnement dans des rivières consiste en une zone de référence d'amont et en une série de zones d'exposition en aval représentant la zone proche, la zone éloignée et la zone très éloignée. La situation est comparable pour les usines situées sur les rives de lacs : une zone de référence se trouve généralement dans une baie située non loin de l'usine et les zones d'exposition, à différentes distances du point de rejet de l'effluent.

Le choix d'une zone de référence unique n'est pas recommandé car il peut poser un problème de pseudo-répétition (Hurlbert, 1984). Outre la source ponctuelle, plusieurs variables peuvent distinguer un site de référence en amont du site d'exposition : le substrat, la vitesse du courant, les gradients environnementaux, la présence d'une vallée fluviale, l'utilisation des terres. Dès lors, s'il existe un site de référence unique, la sélection des sites génère souvent des facteurs confondants (Resh, 1995). Qui plus est, en l'absence d'impact environnemental, on observe souvent la divergence ou la convergence des populations de deux endroits avec le temps (Underwood, 1991). Manifestement, une seule zone de référence ou zone témoin peut être insuffisante pour évaluer un impact potentiel, car on ne possède pas assez d'information sur la variabilité naturelle.

3.3.2 Système de classification pour la sélection des zones de référence

Étant donné que les caractéristiques des zones de référence varient selon le paysage, on a élaboré des méthodes de classification des zones terrestres baignées par des rivières ou des lacs dans le but de prévoir les associations biotiques en milieu aquatique (Corkum, 1989, 1992; Hughes, 1995; Maxwell *et al.*, 1995; Omernik, 1995). Un système de classification est une façon de simplifier les méthodes et les stratégies d'échantillonnage en fournissant une représentation organisée d'un paysage variable (Conquest *et al.*, 1994). Ce système, qu'on suppose hiérarchique, présente l'avantage de permettre la distinction entre les caractéristiques du paysage à différentes échelles de résolution (Conquest *et al.*, 1994). Le système de classification dont il est ici question (figure 3.1) est une variante du système mis au point par le service des forêts du ministère de l'Agriculture des États-Unis (Maxwell *et al.*, 1995).

Le système de classification hiérarchique se veut un guide de sélection *a priori* des zones de référence. Si l'effluent de l'usine se déverse dans un cours d'eau sans apports en amont, on peut choisir les zones de référence dans le bassin hydrographique où se trouve l'usine. S'il existe des sources diffuses ou d'autres sources ponctuelles en amont de l'effluent, il faudrait choisir les zones de référence dans le bassin hydrographique comparable le plus

proche où le développement est minime. Les bassins hydrographiques choisis doivent faire partie de l'écorégion où se trouve l'usine.

Dans le cas des lacs qui reçoivent l'effluent d'une seule usine et où il n'y a pas de sources diffuses de pollution, il faudrait déterminer la sphère d'influence de l'effluent. Cela est particulièrement important pour les lacs où l'écoulement de l'effluent n'est pas unidirectionnel. Si des études faisant appel à des traceurs montrent que les effets de l'effluent sont limités, on peut choisir les zones de référence dans le lac où se déverse l'effluent. Ces zones doivent se trouver dans des baies ou des bassins distincts mais comparables. Si les études avec traceurs révèlent que l'effluent se disperse dans l'ensemble du lac ou s'il existe pas d'autres sources de pollution, les zones de référence devraient se trouver dans le ou les lacs comparables les plus proches à l'intérieur du même bassin hydrographique ou d'un bassin adjacent et dans l'écorégion où se trouve l'usine.

3.3.2.1 Écorégions

La première étape de la sélection des zones de référence consiste à déterminer les attributs terrestres (écorégions) ayant des caractéristiques semblables. On entend par écorégion la partie d'une écoprovince présentant des réponses écologiques distinctes au climat, telles que révélées par la végétation, les sols, l'eau et la faune (Wiken, 1986; Wickware et Rubec, 1989). On peut consulter des cartes des écorégions du Canada sur Internet (figure 3.2) à l'adresse suivante :

http://www.cciw.ca/eman-temp/ecozones/intro.html.

Des cartes et des descriptions de chaque écorégion ont été élaborées par Agriculture et Agroalimentaire Canada et Environnement Canada. Ces descriptions, qui font partie du Cadre écologique national pour le Canada, ont été rédigées et rassemblées par le Groupe de travail sur la stratification écologique.

Figure 3.1 Système de classification utilisé pour la sélection des zones de référence

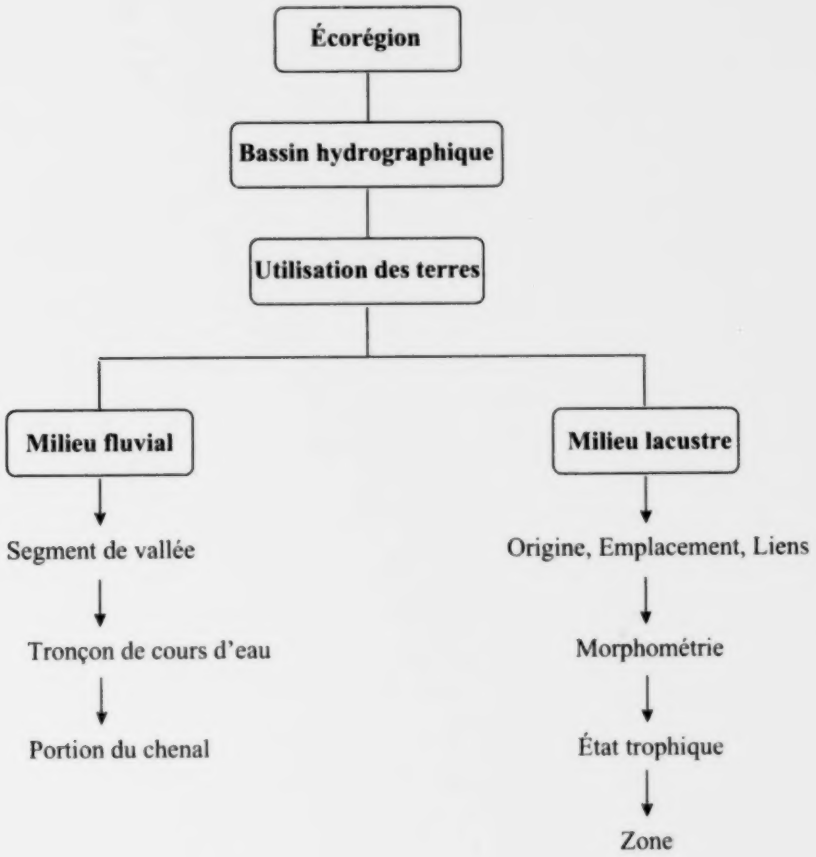
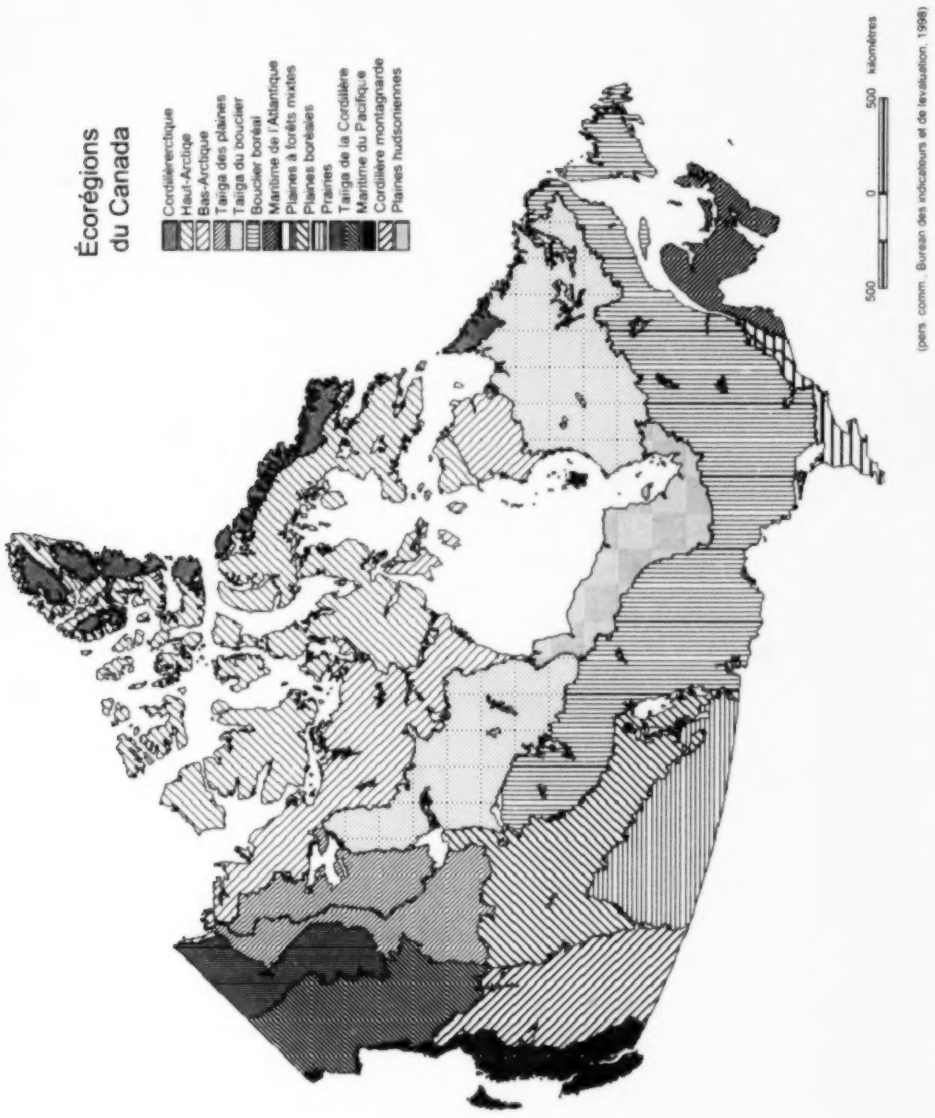


Figure 3.2 Écorégions du Canada



3.3.2.2 Bassins hydrographiques et échelles géographiques

Les bassins hydrographiques ont des limites bien déterminées. Un bassin hydrographique est défini comme l'ensemble des pentes inclinées vers un même cours d'eau et y déversant leurs eaux de ruissellement. Bien qu'il se produise des échanges entre les biotes de divers bassins, l'évolution géoclimatique des grands bassins (échelle de 1/2 000 000[e]) crée des obstacles à la dispersion, à savoir les lignes de partage des eaux et le climat (Maxwell *et al.*, 1995). Il est essentiel d'établir l'échelle géographique convenant à la conception de l'étude. Dans le cas des études synoptiques de grande échelle visant à établir des relations entre les caractéristiques des paysages et les biotes aquatiques, l'échelle cartographique adoptée pour les bassins hydrographiques est 1/250 000[e] (Corkum, 1989, 1992, 1996; Reynoldson et Rosenberg, 1996). Ces bassins sont ensuite subdivisés en sous-bassins de plus en plus petits.

La prise en compte des interactions entre les zones terrestres et les zones aquatiques quant au transport des sédiments et des substances nutritives à partir des terres et de sources d'amont fait partie intégrante de l'élaboration de modèles prévisionnels établissant un lien entre les variables environnementales et les biotes qui leur sont associés. Les bassins hydrographiques peuvent être compris dans une écorégion ou ils peuvent traverser des écorégions différentes. La faune aquatique est plus uniforme dans les bassins hydrographiques faisant partie de la même écorégion que dans ceux qui se trouvent dans différentes écorégions (Corkum, 1992; Hughes *et al.*, 1994).

3.3.2.3 Utilisation des terres et zones de végétation tampon

Bien que les écorégions soient définies en fonction du climat et de la végétation naturelle, cette dernière est perturbée par les activités humaines. Le type d'utilisation des terres est un moyen simple de mesurer les perturbations subies par un bassin. S'il s'est produit des changements dans l'utilisation des terres (p. ex., défrichage à des fins agricoles, exploitation forestière ou incendie), la communauté biotique des eaux réceptrices réagira à ces changements (Corkum, 1992, 1996). Il faut donc sélectionner des zones de référence où les modes d'utilisation des terres sont comparables.

Dans toutes les zones d'échantillonnage, il faudraitt noter la largeur et le type de la zone de végétation tampon bordant les cours d'eau et les lacs. Dans les zones de référence où la perturbation due aux activités humaines est inévitable, les zones tampon atténuent les fluctuations de température en produisant de l'ombre (Budd *et al.*, 1987), éliminent ou réduisent le transport des sédiments par ruissellement (Young *et al.*, 1980) et régularisent

l'entrée des substances nutritives et des métaux dans les plans d'eau (Peterjohn et Correll, 1984).

3.3.3 Sélection des zones de référence dans les rivières

La conception des échantillonnages dans les rivières offre un cadre permettant de caractériser les habitats à différentes échelles (Meador *et al.*, 1993). Ce cadre repose sur l'organisation des rivières dans l'espace hiérarchique et leur évolution dans le temps (Frissell *et al.*, 1986). Le système fluvial comprend plusieurs niveaux hiérarchiques ou emboîtés : bassin hydrographique ou de drainage, segment de vallée, tronçon de cours d'eau et chenal (Conquest *et al.*, 1994) (figure 3.3).

3.3.3.1 Segments de vallée et ordre hydrographique

Les segments de vallée sont des parties des bassins hydrographiques qui ont des propriétés géomorphologiques et des caractéristiques quant au transport hydrologique qui les distinguent des autres segments (Cupp, 1989). Montgomery et Buffington (1993) ont établi trois types de segments de vallée : le segment colluvial (avec ou sans canaux), le segment alluvial et la roche-mère. Les segments de vallée peuvent être le siège de dépôts colluviaux (sédiments et matières organiques accumulés à la faveur de glissements de terrain) ou alluviaux (sédiments transportés par l'écoulement des eaux). Le troisième type de segment de vallée comporte peu de sol et est dominé par la roche-mère.

On distingue les segments de vallée les uns des autres selon six critères (Conquest *et al.*, 1994) :

1. l'ordre hydrographique (la position dans le réseau hydrographique);
2. l'inclinaison des pentes de la vallée;
3. le rapport entre la largeur du fond de la vallée et la largeur du lit du cours d'eau;
4. la pente des canaux;
5. les dépôts superficiels géomorphiques dans le couloir de la vallée;
6. la configuration des chenaux.

On attribue un ordre hydrographique à chaque segment de chenal (Strahler, 1957) en fonction d'une échelle particulière de carte ou de photographie aérienne (p. ex., 1/250 000[e]) (Newbury et Gaboury, 1993).

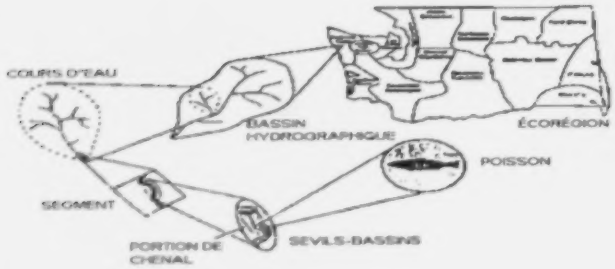
3.3.3.2 Tronçons de cours d'eau

Les tronçons de cours d'eau consistent en associations homogènes de caractéristiques topographiques et d'unités géomorphologiques des canaux (Bisson et Montgomery, 1996). Ils peuvent servir à prévoir la réaction locale des cours d'eau à des perturbations (Montgomey et Buffington, 1993) et ils sont utiles pour l'évaluation de la qualité des habitats, de la productivité aquatique, de la distribution des poissons et de l'état de santé des cours d'eau (Maxwell *et al.*, 1995). Leur classification est effectuée à des échelles cartographiques allant de 1/12 000^{e} à 1/24 000^{e}. Les critères de classification des tronçons de cours d'eau sont les suivants :

1. configuration des chenaux
2. encaissement des chenaux
3. largeur des chenaux
4. rayon hydraulique
5. superficie du bassin
6. nature des matériaux du lit des chenaux
7. pente du cours d'eau
8. forme du lit
9. végétation riveraine.

Des approches plus simples ont été adoptées pour l'identification des tronçons de cours d'eau. Par exemple, un cours d'eau rectiligne possède un lit ondulé et se distingue par l'alternance de seuils et de bassins à des intervalles correspondant à 5 à 7 fois la largeur du cours d'eau (Leopold *et al.*, 1964; Leopold, 1994). Selon Newbury (1984), la longueur d'un tronçon de cours d'eau équivaut à six fois la largeur de ce cours d'eau.

Figure 3.3 Niveaux hiérarchiques des réseaux hydrographiques (d'après Conquest *et al.*, 1994)

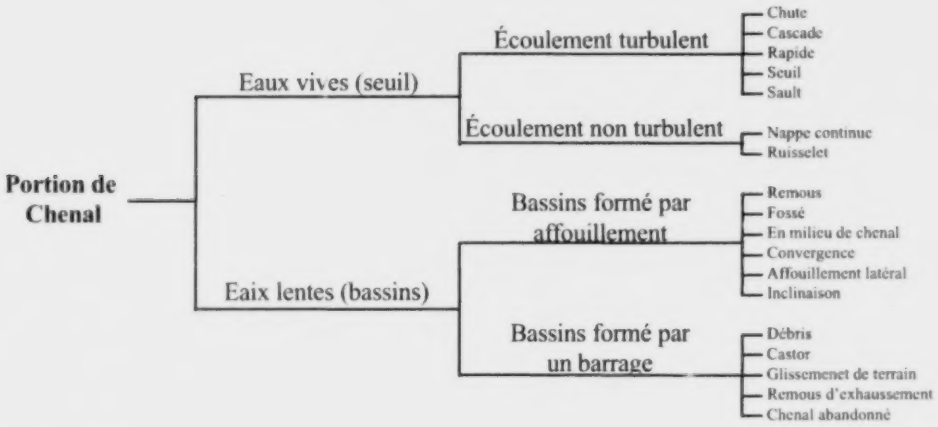


3.3.3.3 Chenaux

Les chenaux sont des subdivisions de tronçons de cours d'eau où les microhabitats sont uniformes quant à la profondeur et au débit. Ils servent à déterminer les facteurs qui limitent les populations d'invertébrés et de poissons à l'intérieur d'un tronçon. Hawkins *et al.* (1993) ont proposé un système à trois niveaux dans lequel le premier niveau distingue les seuils des bassins (figure 3.4). Le deuxième niveau identifie les seuils à écoulement turbulent et non turbulent et distingue les bassins formés par affouillement des bassins formés par un barrage. Ces derniers retiennent davantage de sédiments et de débris organiques et ont une plus grande couverture que les bassins formés par affouillement. Le troisième niveau distingue les microhabitats en fonction des processus et de la structure hydrauliques. En général, les canaux n'ont pas plus de 10 m de long et ne peuvent pas être cartographiés à une échelle convenant à la gestion des terres.

Critères de subdivision des seuils :
1. gradient ou profil de la surface de l'eau;
2. pourcentage d'écoulement supercritique;
3. rugosité du lit;
4. vitesse moyenne du courant;
5. développement de paliers.

Figure 3.4 Dendrogramme indiquant comment les canaux peuvent être classés selon un degré de résolution croissant (d'après Hawkins *et al.*, 1993)



Critères de subdivision des bassins:
1. position (dans le chenal principal du cours d'eau ou à l'extérieur);
2. profils longitudinaux et transversaux de profondeur;
3. caractéristiques du substrat;
4. contraintes favorisant la formation de bassins.

3.3.4 Sélection des zones de référence dans les lacs

L'origine géologique, l'hydrologie et la morphométrie des lacs, déterminées à l'aide de cartes et de photographies aériennes, sont d'importants moyens de reconnaître les interactions entre les sédiments et les eaux et d'évaluer la productivité des lacs (Wetzel, 1975). Bien qu'on puisse prévoir la stratification thermique à partir des caractéristiques morphologiques, des vérifications sur le terrain demeurent nécessaires. L'échelle utilisée pour l'étude des lacs est généralement de 1/24 000^{e} ou de 1/63 000^{e} (Maxwell *et al.*, 1995).

3.3.4.1 Origine, emplacement et liens hydrologiques

Les lacs de référence et les lacs exposés devraient être comparables en ce qui concerne l'origine, l'emplacement et les liens hydrologiques. La géologie des lacs influe sur les caractéristiques physiques, chimiques et biologiques des plans d'eau. Hutchinson (1957) a dénombré 11 types de processus géomorphologiques : tectonique, volcanique, glissements de terrain, activité glaciaire, solution, fluviatile, vent, rives, accumulation de matières organiques, barrages d'origine anthropique et naturelle, impact de météorites. La géologie de surface et l'emplacement (altitude, latitude et longitude) influent sur la chimie et les régimes thermiques des lacs (Winter, 1977). Ces variables, qui sont prises en compte par les cartes, pemettent de prévoir la composition biologique et la productivité des lacs (Dolman, 1990; Winter et Woo, 1990). Les liens hydrologiques, c'est-à-dire les liens entre un lac et les eaux superficielles ou souterraines, permettent d'obtenir des données de prévision sur le biote des lacs (Maxwell *et al.*, 1995). Maxwell *et al.* (1995) décrivent trois types de liens hydrologiques : liens fluviaux (tributaire et(ou) exutoire ou non-connectés), liens avec les eaux souterraines (gains, pertes, équilibre ou absence de ré-alimentation) et régime d'emmagasinement des eaux (permanent ou intermittent).

3.3.4.2 Morphométrie

Les données sur la morphométrie des lacs servent depuis longtemps à prévoir les productions de poissons (Ryder, 1965; Kerr et Ryder, 1988) et à déterminer la diversité des espèces (Eadie et Keast, 1984; Marshall et Ryan, 1987). Si on excepte la profondeur (et le volume), les cartes renseignent sur d'autres caractéristiques. Les graphiques hypsométriques (profondeur-superficie cumulatives ou profondeur-volume cumulatifs) sont utiles pour comparer les formes des bassins lacustres et prévoir les superficies ou les volumes à des fins de régularisation du niveau de l'eau de réservoirs. Parmi les paramètres morphologiques courants des lacs, on retrouve la superficie, le volume, la profondeur moyenne et maximale, l'aménagement des rives et le temps de séjour hydraulique.

3.3.4.3 État trophique

Nombre de systèmes de classification des lacs sont fondés sur une mesure de la productivité (lacs oligotrophes, mésotrophes et eutrophes). Les lacs dystrophes, qui constituent un quatrième type, reçoivent de grandes quantités de matières organiques de sources extérieures. Ils sont est fortement colorés et ils sont connus comme lacs à eau brune. Les lacs dystrophes ont une faible productivité, et certains limnologues les considèrent comme une sous-classe des lacs oligotrophes. Les variables suivantes servent à décrire l'état trophique des lacs :

- oxygène dissous
- mélange thermique (stratification des lacs)
- phosphore total
- phosphore réactif soluble
- azote total
- nitrite + nitrate
- ammonium
- chlorophylle-*a*
- transparence
- matières organiques.

3.3.4.4 Zones

Les lacs sont divisés en zones : la zone d'eau libre, appelée pélagique, la zone littorale, peuplée de plantes autotrophes, et une zone benthique plus profonde, libre de végétation. Les caractéristiques du substrat devraient être semblables dans les zones de référence et les zones exposées.

3.4 Indication de la position des stations

La méthode recommandée pour la description des emplacements des stations d'échantillonnage, dans les zones d'exposition et de référence, relativement à la position de l'émissaire, emploie un système de coordonnées globales. Il y a diverses façons d'obtenir la longitude et la latitude. Dans certains cas, les coordonnées exprimées en fonction de la distance franchie sur le cours d'eau (p. ex., km de rivière) sont utilites. L'exactitude recommandée du positionnement devrait être déterminée selon chaque emplacement industriel. Dans certains cas, en présence de multiples émissaires, les usines peuvent choisir de collaborer pour leurs études.

Voici les spécifications recommandées pour le positionnement et l'enregistrement des stations d'échantillonnage : 1) les coordonnées devraient être exprimées selon les unités géographiques Transversales Universelles de Mercator (UTM) ou les unités Transversales Modifiées de Mercator (MTM), en prenant comme « datum » géodésique le Système géodésique nord-américain (SGNA) de 1983; 2) il ne faudrait utiliser un quadrillage local de base pour levés de terrain à champ plat que lorsqu'il a été référencé à au moins trois unités géographiques UTM, MTM ou SGNA 1983; 3) les relevés bathymétriques aux points de rejet des effluents situés sur les Grands Lacs devraient être référencés à des profondeurs sous l'élément de base « datum » du Système de Référence International des Grands Lacs (SRIGL), en utilisant le niveau de référence le plus récent. De plus, les jauges du niveau de l'eau, fédérales ou provinciales, devraient être vérifiées régulièrement pendant toute la durée des relevés de manière à ce que la profondeur de l'eau soit ajustée avec exactitude en fonction des profondeurs du SRIGL.

Des stations peuvent être ajoutées pour obtenir une meilleure représentation des configurations spatiales à l'intérieur d'une zone très étendue de dilution de l'effluent, par exemple, à un emplacement avec « transects » (droit, central, gauche), habitats majeurs (p. ex., bassins et rapides), et zones proches, éloignées, très éloignées et zones de référence. Les recommandations relatives aux échantillons répétés (traités séparément) à chaque station sont formulées aux chapitres 5 et 6 du présent document.

3.5 Considérations d'ordre statistique

La présente section aborde des questions statistiques d'un point de vue général. D'autres sections renseignent le lecteur sur les aspects statistiques particuliers liés aux différentes composantes de l'ESEE.

3.5.1 Vérification d'hypothèses

Statistiquement, nous devons choisir entre une hypothèse nulle et une hypothèse contraire (H_o et H_1), tel qu'illustré à la figure 3.5. La probabilité de rejeter H_o, (en acceptant H_1) lorsque H_0 est vraie, est désignée par le symbole α. C'est la probabilité d'en arriver à un faux positif en ce qui a trait à l'impact : elle représente donc un risque pour l'usine. La probabilité de ne pas rejeter H_0, quand en fait H_0 est fausse, est désignée par le symbole ß. C'est la probabilité d'en arriver à un faux négatif indiquant l'absence d'impact, alors qu'il existe vraiment un impact, d'une ampleur Δ; elle représente donc un risque pour l'environnement. La puissance (1-ß) du test statistique, pour tout Δ, est la probabilité de déceler un véritable impact de cette ampleur.

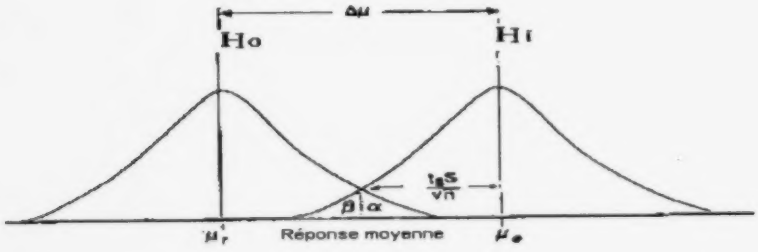
Au cours d'une étude, on peut tester l'hypothèse nulle en ce qui a trait aux moyennes dans les zones d'exposition et de référence (μ_e et μ_r) :

$$H_o: \mu_e - \mu_r = 0$$

Par opposition, l'hypothèse contraire stipule :

$$H_1: \mu_e - \mu_r \neq 0$$

Figure 3.5 Risque pour l'usine (α) et risque pour l'environnement (ß)



3.5.2 Composantes de la variation

Le terme écart-type (ET) utilisé dans tous les calculs précédents de la taille des échantillons correspond à la variation totale que l'on prévoit trouver associée aux estimations des moyennes de zones. Dans le cadre de plans d'échantillonnage réalisés en une seule étape, il est calculé comme s'il s'agissait d'un groupe de valeurs prises par ET à l'intérieur des zones, à partir d'un ensemble de mesures (une par station) dans chaque zone. Il comprend trois composantes hiérarchiques, peu importe si toutes les composantes ont été estimées ou pas :

- variation d'une station à l'autre à l'intérieur de chaque zone (égale à la variation totale si aucun échantillon répété n'est pris);
- variation d'un échantillon à l'autre (échantillons de terrain répétés) à chaque station;
- variation analytique (entre les échantillons de laboratoire répétés).

Si l'une ou l'autre de ces composantes augmente de façon substantielle entre le moment où l'étude est conçue et son exécution, la finesse désirée dans les résultats peut ne pas être atteinte. Par conséquent, il est utile d'évaluer les composantes individuelles à l'étape de la conception et, après exécution, de vérifier si des changements sont survenus dans le système (Steel et Torrie, 1980).

Normalement, la variation d'une station à l'autre à l'intérieur d'une même zone est la composante la plus importante de la variation totale. La variation d'un échantillon à l'autre à une station donnée échappe ordinairement au contrôle de l'échantillonneur et la seule façon de réduire la contribution de cette composante de la variation totale est d'augmenter le nombre d'échantillons par station. Cette source de variation est moins importante que la variation entre les stations (voir section 6.1 pour l'effort d'échantillonnage à une station pour l'ECI) La variation analytique (variation des échantillons de laboratoire répétés) est souvent une composante mineure de la variation totale et peut être contrôlée. Taylor (1987) recommande une allocation pour le biais analytique dans la conception des études. Le carré de cette allocation est ajouté à la valeur estimée préliminaire de l'ET^2 pour obtenir un nouvel ET^2 représentant l'incertitude globale prévue liée à la mesure des moyennes de zones. En général, le biais analytique devrait être faible par rapport à l'incertitude globale des mesures (liée à l'échantillonnage, à l'analyse et à l'environnement). Le laboratoire peut suggérer une allocation raisonnable de biais pour la conception de l'étude et comme objectif en matière de qualité des données.

3.5.3 Analyses de puissance et taille de l'effet critique

Un des aspects les plus cruciaux de l'ESEE en ce qui touche les usines de pâtes et papiers est la détermination de l'ampleur de l'impact environnemental qu'il faut considérer comme importante du point de vue écologique (Mapstone, 1996). Cette ampleur, appelée taille de l'effet critique (TE_{crit}), équivaut essentiellement au niveau minimum de l'effet justifiant l'application de mesures de gestion (Keough et Mapstone, 1995). Les valeurs sociétales (p. ex., facteurs économiques et esthétiques) peuvent aussi jouer un rôle important dans la détermination de la TE_{crit}.

Idéalement, le programme de surveillance devrait être conçu de manière à assurer une probabilité raisonnablement élevée de détection statistique d'une TE_{crit} prédéterminée éventuelle (autrement dit, la puissance statistique du test devrait être forte). On peut recourir à l'analyse de puissance afin de déterminer la taille de l'échantillon requise pour atteindre ce degré de probabilité. Deux éléments clés de cette analyse sont les erreurs de type I et de type II. On commet une erreur de type I (à un degré de probabilité α) si l'on rejette l'hypothèse nulle alors qu'elle est vraie, et une erreur de type II (à un degré de probabilité β) si l'on accepte l'hypothèse nulle alors qu'elle est fausse. La puissance d'un test statistique est égale à $1-\beta$, soit la probabilité de rejeter l'hypothèse nulle quand celle-ci est fausse. Deux des équations d'analyse de puissance pertinentes et les degrés de probabilité α et β suggérés sont présentés à la section 6.1.5.5.

Il n'existe pas encore de lignes directrices à caractère quantitatif très répandues indiquant des valeurs de la TE_{crit} pour les communautés écologiques, y compris les assemblages d'invertébrés benthiques en milieu marin ou en eaux douces (U.S. Environmental Protection Agency, 1990; Elliott, 1996). Cela est attribuable en grande partie à la complexité des communautés aquatiques et à la difficulté que posent les prévisions quantitatives de l'ampleur des changements induits par un impact, comme ceux que peuvent produire les effluents des usines de pâtes et papiers. Malgré ces difficultés, il faut tenter de produire des estimations préliminaires scientifiquement fondées de valeurs de la TE_{crit}. Le lecteur qui souhaite en savoir davantage sur l'analyse de puissance et ses applications dans le programme national de l'ESEE au Canada est invité à consulter Lowell, 1997 (sous presse) et le chapitre 6, qui porte sur le benthos.

3.6 Références

Bisson, P.A. and D.R. Montgomery. 1996. Valley segments, stream reaches, and channel units. Pp. 23-52. In Methods in Stream Ecology (Hauer, F.R. and G.A. Lamberti, eds.). Academic Press, San Diego. 674p.

Budd, W.W., Cohen, P.L., Saunders, P.R. and F.R. Steiner. 1987. Stream corridor management in the Pacific Northwest: 1. Determination of stream-corridor widths. Environmental Management 11:587-597.

Conquest, L.L., Ralph, S.C. and R.J. Naiman. 1994. Implementation of large-scale stream monitoring efforts: sampling design and data analysis issues. Pp. 69-90. In Biological Monitoring of Aquatic Systems (Loeb, S.L. and A. Spacie, eds.). Lewis Publ., Boca Raton. 381p.

Corkum, L.D. 1989. Patterns of benthic invertebrate assemblages in rivers of northwestern North America. Freshwater Biology 21: 191-205.

Corkum, L.D. 1992. Spatial distributional patterns of macroinvertebrates along rivers within and among biomes. Hydrobiologia 239: 101-114.

Corkum, L.D. 1996. Responses of chlorophyll *a*, organic matter and macroinvertebrates to nutrient additions in rivers flowing through agricultural and forested land. Arch. Hydrobiol. 136: 391-411.

Cupp, C.E. 1989. Valley segment type classification for forested lands of Washington. Timber, Fish & Wildlife AM-89-001. 42p.

Dolman, W.B. 1990. Classification of Texas reservoirs in relation to limnology and fish community associations. Trans. Am. Fish. Soc. 119: 511-520.

Eadie, J.M. and A. Keast. 1984. Resource heterogeneity and fish species diversity in lakes. Can. J. Zool. 62:1689-1695.

Elliott, M. 1996. The derivation and value of ecological quality standards and objectives. Marine Pollution Bulletin 32:762-763.

Frissell, C.A., Liss, W.L., Warren, C.E., and M.D. Hurley. 1986. A hierarchical framework for stream habitat classification: Viewing streams in a watershed context. Environmental Management 10:199-214.

Green, R.H. 1979. Sampling Design and Statistical Methods for Environmental Biologists. John Wiley & Sons, New York. 257p.

Hawkins, C.P. Kershner, J.L., Bisson, P.A., Bryant, M.D., Decker, L.M., Gregory, S.V., McCullough, D.A., Overton, C.K., Reeves, G.H., Steedman and M.K. Young. 1993. A hierarchical approach to classifying stream habitat features. Fisheries 18: 3-12.

Hughes, R.M. 1995. Defining acceptable biological status by comparing with reference conditions. Pp. 31-47. In Biological Assessment and Criteria: tools for water resource planning and decision making (Davis, W.S. and T.P. Simon, eds.). Lewis Publishers, Boca Raton. 415p.

Hughes, R.M., Heiskary, S.A., Matthews, W.J. and C.O. Yoder. 1994. Use of ecoregions in biological monitoring. Pp. 125-149. In Biological Monitoring of Aquatic Systems (Loeb, S.L. and A. Spacie, eds.). Lewis Publ., Boca Raton. 381p.

Hurlbert, S.H. 1984. Pseudoreplication and the design of ecological field experiments. Ecol. Monog. 54:187-211.

Hutchinson, G.E. 1957. A treatise on limnology. Vol I. Geology, physics, and chemistry. John Wiley & Sons Inc. N.Y. 1015p.

Keough, M.H. and B.D. Mapstone. 1995. Protocols for designing marine ecological monitoring programs associated with BEK mills. National Pulp Mills Research Program. Technical Report No. 11.

Kerr, S.R. and R.A. Ryder. 1988. The applicability of fish yield indices in freshwater and marine ecosystems. Limnol. Oceanogr. 33:973-981.

Leopold, L.B. 1994. A view of the river. Harvard University Press, Cambridge. 297p.

Leopold, L.B., Wolman, G.M. and J.P. Miller 1964. Fluvial processes in geomorphology. W.H. Freeman & Co., San Francisco. 522p.

Mapstone, B.D. 1996. Scalable decision criteria for environmental impact assessment: Effect size, Type I and Type II errors. In Detecting Ecological Impacts: Concepts and Applications in Coastal Habitats (Schmitt, R.J. and C.W. Osenberg, eds.), Academic Press, San Diego. pp. 67-80.

Marshall, T.R. and P.A. Ryan. 1987. Abundance and community attributes of fishes relative to environmental gradients. Can. J. Fish. Aquat. Sci. 44:196-215.

Maxwell, J.R., Edwards, C.J., Jensen, M.E., Paustian, S.J., Parrott, H. and D.M. Hill. 1995. A hierarchical framework of aquatic ecological units in North America (Nearctic Zone). Gen. Tech. Rep. NC-176. St. Paul, MN. U.S. Department of Agriculture, Forest Service, North Central Forest Experimental Station 72p.

Meador, M.R., Hupp, C.R., Cuffney, T.F. and M.E. Gurtz. 1993. Methods for characterizing stream habitat as part of the national water-quality assessment program. U.S. Geological Survey. Open-File Report 93-408, Raleigh, North Carolina.

Montgomery, D.R. & J.M. Buffington. 1993. Channel classification, prediction of channel response, and assessment of channel condition. Washington State Timber/Fish/Wildlife Agreement. Report TFW-SH10-93-002, Department of Natural Resources, Olympia, WA.

Newbury, R.W. 1984. Hydrological determinants of aquatic insect habitats. Pp. 323-357. In The Ecology of Aquatic Insects (Resh, V.H and D.M.Rosenberg, eds.). Praeger, New York.

Newbury, R.W. & M.N. Gaboury. 1993. Stream analysis and fish habitat design. A field manual. Newbury Hydraulics Ltd., The Manitoba Habitat Heritage Corporation, Manitoba Fisheries Branch.

OEPA (Ohio Environmental Protection Agency). 1990. Ohio Water Resource Inventory. Ohio Environmental Protection Agency, Columbus.

Omernik, J.M. 1995. Ecoregions: a spatial framework for environmental management. Pp. 49-62. In Biological Assessment and Criteria. Tools for Water Resource Planning and Decision Making (Davis, W.S. and T.P. Simon, eds.). Lewis Publishers, Boca Raton 415p.

Peterjohn, W.T. and D.L. Correll. 1984. Nutrient dynamics in an agricultural watershed: observation on the role of a riparian forest. Ecology 65: 1466-1475.

Resh, V.H. 1995. Freshwater benthic macroinvertebrates and rapid assessment procedures for water quality monitoring in developing and newly industrialized countries. Pp. 167-177. In Biological Assessment and Criteria. Tools for Water Resource Planning and Decision Making (Davis, W.S. and T.P. Simon, eds.). Lewis Publishers, Boca Raton 415p.

Reynoldson, T.D. and D.M. Rosenberg. 1996. Sampling strategies and practical considerations in building reference data bases for the prediction of invertebrate community structure. Pp. 1-31. In Study Design and Data Analysis in Benthic Macroinvertebrate Assessments of Freshwater ecosystems Using a Reference Site Approach (Bailey, R.C., Norris, R.H. and T.B. Reynoldson, eds.). Technical Information Workshop North American Benthological Society, 44th Annual Meeting, Kalispell, Montana.

Ryder, R.A. 1965. A method for estimating the potential fish production of north temperate lakes. Trans. Am. Fish. Soc. 94:214-218.

Simon, T.P. 1991. Development of biotic integrity expectations for the ecoregions of Indiana. I. Central Corn Belt Plain. U.S. Environmental Protection Agency, Region V, Environmental Sciences Division, Monitoring and Quality Assurance Branch. Ambient Monitoring Section, Chicago, IL. EPA 905/9-91/025.

Steel, R.G.D. and J.H. Torrie. 1980. Principles and Procedures of Statistics. 2nd ed. McGraw-Hill, Toronto, Ontario.

Strahler, A.N. 1957. Quantitative analysis of watershed geomorphology. Am. Geophys. Union Trans. 38:913-920.

Taylor, J.K. 1987. Quality Assurance of Chemical Measurements. Lewis Publishers Inc., Chelsea, Michigan.

Underwood, A.J. 1991. Beyond BACI: Experimental designs for detecting human environmental impacts on temporal variations in natural populations. Australian Journal of Marine and Freshwater Research 42: 569-587.

U.S. EPA (Environmental Protection Agency). 1990. Biological Criteria: National Program Guidance for Surface Waters. Criteria and Standards Division. Office of Water Regulations and Standards, Washington, D.C.

Wetzel, R.G. 1975. Limnology. W.B. Saunders Co., Philadelphia, PA 743p.

Wickware, G.M. & C.D.A. Rubec. 1989. Écorégions de l'Ontario. Série de la classification écologique du territoire, n° 26. Environnement Canada. 42 p.

Wiken, E. 1986. Écozones terrestres du Canada.. Série de la classification écologique du territoire, n° 19. Environnement Canada, Ottawa.

Winter, W.T. 1977. Classification of hydrological settings of lakes in the north-central United States. Water Resources Research 134:753-767.

Winter, W.T. and M.K. Woo. 1990. Hydrology or lakes and wetlands. Pp. 159-187. In Surface Water Hydrology (Wolman, M.G. and H.C. Riggs, eds.). The Geological Society of America. Boulder, CO.

Yoder, C.O. 1989. The development and use of biological criteria for Ohio surface waters. Pp. 139-146. In Water Quality Standards for the 21st Century, U.S. Environmental Protection Agency. Office of Water, Washington, D.C. 263p.

Yoder, C.O. 1991. Answering some concerns about biological criteria based on experiences in Ohio. Pp. 95-104. In Water Quality Standards for the 21st Century, U.S. Environmental Protection Agency. Office of Water, Washington, D.C. 251p.

Young, R. A., Huntrods, T. And W. Anderson. 1980. Effectiveness of vegetated buffer strips in controlling pollution from feedlot runoff. J. Environmental Quality 9: 483-497.

4 Exigences générales relatives à l'assurance et au contrôle de qualité (AQ/CQ) en vue de la tenue des ESEE

L'assurance de la qualité (AQ) comprend une vaste gamme de pratiques internes et externes de gestion et de modalités techniques; elles sont conçues dans le but d'assurer un produit final de qualité connue qui soit conforme à l'utilisation prévue des données.

Le contrôle de la qualité (CQ) constitue un aspect interne de l'assurance de la qualité. Il comprend les techniques utilisées pour mesurer et évaluer la qualité des données ainsi que les mesures de correction à prendre lorsque les objectifs de qualité des données (OQD) ne sont pas atteints. Dans le contexte d'une étude particulière, une qualité suffisante des données n'est seulement possible que lorsque des ODQ ont été préalablement définis. Les utilisateurs des données ont un rôle primordial dans la définition des OQD d'une étude donnée; ils doivent également voir à ce que les limites de contrôle de qualité des données en laboratoire soient conformes à ces objectifs.

Les activités extérieures relatives à l'assurance de la qualité comprennent la participation à des études comparatives inter-laboratoires ainsi que la vérification par des agences extérieures. Les vérifications extérieures peuvent être fondées sur le rendement de l'analyse de substances de référence normalisées ou sur un examen général des pratiques de laboratoire tel que décrit dans les renseignements relatifs à l'échantillonnage, aux méthodes d'analyse et d'AQ/CQ, aux résultats des essais et aux données d'appui.

La gestion de la qualité totale est l'un des objectifs de l'AQ/CQ. Cette notion met l'accent sur l'importance des objectifs de qualité des données qui englobent tous les éléments d'incertitude associés à la production de données ainsi que des contrôles de la qualité des données à toutes les étapes, de la planification du projet à l'échantillonnage, l'analyse et l'interprétation des données. Elle nécessite l'intégration de ces activités avec des vérifications de la qualité lors des procédures et des mesures de correction.

Les concepts et éléments fondamentaux nécessaires à un bon système de mesures ont été expliqués dans d'autres ouvrages (ex.; OCDE, 1981 et 1989; ASTM, 1988; Environnement Canada, 1991). On présente des listes de pointage pour l'évaluation de l'AQ/CQ des études de biologie aquatique (tableau 4.1) et de la toxicité pour les organismes aquatiques (tableau 4.2) ainsi que des analyses physico-chimiques (tableau 4.3).

Tableau 4.1 Exemple d'une liste de pointage d'assurance de la qualité pour les études de biologie aquatique (Cocher ou inscrire un numéro de note infrapaginale pour une addition de détails ou une description de lacunes.)

Gestion de la qualité	
_____	Procédures opérationelles standardisées (POS) disponibles (méthodes d'échantillonnage, de traitement et d'AQ, révisions.
_____	Plan de gestion de la qualité propre à l'établissement (peut faire partie des POS).
_____	Responsabilités, pouvoirs, compétences définis pour chaque poste.
_____	Responsable de l'assurance de la qualité ayant les pouvoirs voulus pour apporter des correctifs.
_____	Objectifs de qualité des données pour le projet (sensibilité, exactitude, précision).
Fonctions d'assurance de la qualité assurées	
_____	Examen des résultats des échantillons de CQ (registre permanent, sous-échantillons, échanges, vérifications).
_____	Examen de l'évaluation du rendement (échantillons de concentration connue mais cachés dans le lot analysé : "blind samples").
_____	Vérification des connaissances et séances de formation (sur le terrain et en laboratoire).
_____	Examen des données des échantillons étudiés (contrôles de la transcription et du transfert logique effectués).
_____	Mécanismes d'approbation des rapports (signatures).
_____	Rapports d'assurance de la qualité (correctifs indiqués).
_____	Études interlaboratoires et d'accréditation (registre des activités de participation).
Activités sur le terrain	
_____	Échantillonnage préliminaire (rendement, strates environnementales, variabilité).
_____	Plan d'échantillonnage (fondé sur des objectifs, sous-échantillonnages adéquats).
_____	Étalonnage et entretien des instruments (registres, méthodes disponibles).
_____	Formation et évaluation du personnel (documents "vidéo", comparaisons).
_____	Équipement d'échantillonnage (approprié, uniforme, avec registre de nettoyage et d'entretien).
_____	Prélèvement, conservation, expédition, stockage (méthodes, étiquettes adéquates, dossiers de conservation).
_____	Contrôles relatifs à l'effort additionnel (confirmation du rendement infime d'un effort supplémentaire).
Traitement des échantillons, contrôle de la qualité et rapports	
_____	Tri et sous-échantillonnage (méthodes, dossiers adéquats, estimation des erreurs).
_____	Vérification du tri (confirmation de l'omission de peu d'organismes).
_____	Taxonomie et dénombrement (clés d'interprétation appropriées, dossiers, collection de référence).
_____	Traitement des sous-échantillons (par les mêmes employés et par différents employés, estimation des erreurs).
_____	Échanges d'échantillons (entre laboratoires, évaluation de la comparabilité).
_____	Vérification taxonomique (par des experts reconnus).
_____	Vérification de l'âge des poissons (par des experts reconnus).
_____	Archives (échantillons, spécimens justificatifs).
_____	Traitement et présentation des données (contrôles de la saisie, codes de valeurs manquantes, méthodes, données de CQ).
Détails/lacunes	
Note infrapaginale n°	Description

Tableau 4.2 Exemple d'une liste de pointage d'assurance de la qualité pour les essais de toxicologie sur des organismes aquatiques (Cocher ou inscrire un numéro de note infrapaginale pour une addition de détails ou une description de lacunes.)

Gestion de la qualité

_____ Procédures opérationelles standardisées (POS) disponibles (méthodes d'échantillonnage, de traitement et d'AQ, révisions).
_____ Plan de gestion de la qualité propre à l'établissement (peut faire partie des POS).
_____ Responsabilités, pouvoirs, compétences définis pour chaque poste.
_____ Responsable de l'assurance de la qualité ayant les pouvoirs voulus pour apporter des correctifs.
_____ Objectifs de qualité des données pour le projet (sensibilité, exactitude, précision).

Fonctions d'assurance de la qualité assurées

_____ Examen des résultats des échantillons de CQ (registre permanent, sous-échantillons, substances toxiques de référence).
_____ Examen de l'évaluation du rendement (échantillons de concentration connue mais cachés dans le lot analysé : "blind samples").
_____ Vérification des connaissances et séances de formation (sur le terrain et en laboratoire).
_____ Examen des données des échantillons étudiés (contrôles de la transcription et du transfert logique effectués).
_____ Mécanismes d'approbation des rapports (signatures).
_____ Rapports d'assurance de la qualité (correctifs indiqués).
_____ Études interlaboratoires et d'accréditation (registre des activités).

Activités sur le terrain

_____ Échantillonnage préliminaire (rendement, strates environnementales, variabilité).
_____ Plan d'échantillonnage (fondé sur des objectifs, sous-échantillonnages adéquats).
_____ Étalonnage et entretien des instruments (dossiers, méthodes disponibles).
_____ Formation et évaluation du personnel (documents "vidéo", comparaisons).
_____ Équipement d'échantillonnage (approprié, uniforme, avec registre de nettoyage et d'entretien).
_____ Prélèvement, conservation, expédition, stockage (méthodes, étiquettes adéquates, dossiers de conservation).

Activités de laboratoire

_____ Étalonnage et entretien des instruments (dossiers, méthodes disponibles).
_____ Soins aux animaux et acclimatation (dossiers, méthodes disponibles, matériaux constituant les réservoirs).
_____ Réactifs et solutions de travail (étiquettes, acquisition, préparation, dates d'expiration).
_____ Nettoyage adéquat de la verrerie.
_____ Séparation des zones (réception, stockage, préparation, essais, plan d'implantation du laboratoire).
_____ Contrôle de la température, de l'éclairage et de la ventilation (dossiers, dispositifs appropriés).
_____ Approvisionnement en eau de dilution (source, traitement, dossiers des vérifications chimiques).
_____ Approvisionnement en éléments nutritifs (source, dossiers des vérifications chimiques).
_____ Système d'information sur les échantillons (enregistrement, méthodes d'étiquetage, inscription des temps de conservation).
_____ Procédures de sécurité adéquates.

Essais, contrôle de la qualité et rapports

_____ Relevés des résultats d'essai (concentrations, réactions quotidiennes, conditions d'essai).
_____ Directives visant la sélection des concentrations (essais par gammes, intervalles de concentration).
_____ Vérification des concentrations (fréquence, méthodes de mélange).
_____ Contrôles visant l'eau de dilution (utilisation des données, critères d'acceptation des essais).
_____ Répétition des essais (fréquence, limites de contrôle des étendues).
_____ Essais au moyen de substances toxiques de référence (type, fréquence, limites de contrôle).
_____ Graphiques ou tableaux de mise en garde (détermination des limites, actions incontrôlées).
_____ Sélection des méthodes avec directives pour les calculs des mesures terminales.
_____ Traitement et présentation des données (limites de confiance, méthodes, conditions d'essai, données de CQ).

Détails/lacunes

Note infrapaginale n°	Description

Tableau 4.3 Exemple d'une liste de pointage d'assurance de la qualité pour les analyses physiques et chimiques (Cocher ou inscrire un numéro de note infrapaginale pour une addition de détails ou une description de lacunes.)

Gestion de la qualité	
_____	Procédures opérationelles standardisées (POS) disponibles (méthodes d'échantillonnage, de traitement et d'AQ, révisions).
_____	Plan de gestion de la qualité propre à l'établissement (peut faire partie des POS).
_____	Responsabilités, pouvoirs, compétences définis pour chaque poste.
_____	Responsable de l'assurance de la qualité ayant les pouvoirs voulus pour apporter des correctifs.
_____	Objectifs de qualité des données pour le projet (sensibilité, exactitude, précision).
Fonctions d'assurance de la qualité assurées	
_____	Examen des résultats des échantillons de CQ (registre permanent, sous-échantillons, échantillons témoins, étalons).
_____	Examen de l'évaluation du rendement (échantillons de concentration connue mais cachés dans le lot analysé : "blind samples").
_____	Vérification des connaissances et séances de formation (sur le terrain et en laboratoire).
_____	Examen des données des échantillons étudiés (contrôles de la transcription et du transfert logique effectués).
_____	Mécanismes d'approbation des rapports (signatures).
_____	Rapports d'assurance de la qualité (correctifs indiqués).
_____	Études interlaboratoires et d'accréditation (registre des activités de participation).
Activités sur le terrain	
_____	Échantillonnage préliminaire (rendement, strates environnementales, variabilité).
_____	Plan d'échantillonnage (fondé sur des objectifs, sous-échantillonnages adéquats).
_____	Étalonnage et entretien des instruments (dossiers, méthodes disponibles).
_____	Formation et évaluation du personnel (documents "vidéo", comparaisons).
_____	Équipement d'échantillonnage (approprié, uniforme, avec registre de nettoyage et d'entretien).
_____	Prélèvement, conservation, expédition, stockage (méthodes, étiquettes adéquates, dossiers de conservation).
Activités de laboratoire	
_____	Étalonnage et entretien des instruments (dossiers, méthodes disponibles).
_____	Réactifs et solutions de travail (étiquettes, acquisition, préparation, dates d'expiration).
_____	Nettoyage adéquat de la verrerie.
_____	Séparation des zones (réception, stockage, préparation, analyses, plan d'implantation du laboratoire).
_____	Contrôle de la température, de l'éclairage et de la ventilation (dossiers, dispositifs appropriés).
_____	Système d'information sur les échantillons (enregistrement, méthodes d'étiquetage, inscription des temps de conservation).
_____	Procédures de sécurité adéquates.
Analyse, contrôle de la qualité et rapports	
_____	Relevés des résultats d'analyse (dilutions, pré-concentrations, lectures, calculs).
_____	Echantillons témoins ("blancs") sur le terrain et en laboratoire (utilisation des données, critères d'acceptation).
_____	Échantillons réplicats sur le terrain et en laboratoire (fréquence, limites de contrôle des étendues).
_____	Substances de référence normalisées (type, fréquence, limites de contrôle).
_____	Graphiques ou tableaux de contrôle (détermination des limites, actions incontrôlées).
_____	Échantillons témoins ("blancs") et échantillons avec concentration ajoutée pour l'effet de matrice (types, fréquence, utilisation des données).
_____	Traitement et présentation des données (échantillons témoins, correction pour la récupération, décimales significatives, remarques, données de CQ).
Détails/lacunes	
Note infrapaginale n°	Description

4.1 Gestion de la qualité

Une structure organisationnelle clairement définie constitue un élément essentiel d'un programme d'AQ/CQ. Des fonctions d'AQ/CQ sont attribuées aux diverses personnes qui prennent part à l'étude; des canaux sont établis afin de faciliter l'acheminement des données et une autorité est identifiée pour des mesures spécifiques de correction au cas où les limites de rendement et les objectifs de qualité des données établis ne sont pas respectés.

La méthode suggérée pour décrire cette structure est un plan de gestion de la qualité dans un plan d'assurance de la qualité, (QAMS, 1980). Les plans de gestion de la qualité doivent normalement inclure un énoncé de politique d'AQ signé par un directeur ayant une autorité budgétaire.

Des plans de gestion de la qualité peuvent être élaborés pour des établissements ou des laboratoires pris isolément (ex.; OMOE, 1985) ou encore pour des programmes inter-agences (ex.; LRATP, 1986; IJC, 1988). Ils sont particulièrement importants dans le cas de programmes inter-agences. De la même façon, des plans d'assurance de la qualité peuvent être élaborés pour un établissement ou pour un projet.

4.1.1 Procédures opérationnelles standardisées

Les procédures opérationnelles standardisées (POS) sont des méthodes écrites et détaillées qu'on doit suivre lors de chaque prélèvement ou analyse d'échantillons. Un document de POS comprend généralement de plus amples détails techniques que les plans d'AQ en ce qui a trait aux méthodes précises; de plus, il cite des manuels de méthodes publiés (le cas échéant). Les POS peuvent être citées en référence dans le plan d'assurance de la qualité.

Chaque POS doit être une méthode écrite accessible à chaque analyste. Les POS doivent être fondées sur les méthodes mises au point par des organismes normalisateurs comme Environnement Canada, U.S. EPA, l'American Society for Testing and Material (ASTM) et l'American Public Health Association (APHA). Lorsque les méthodes n'ont pas été validées de façon appropriée, elles doivent s'accompagner de références à la documentation pertinente et contenir tous les éléments décrits dans Canadian Association for Environmental Analytical Laboratories CAEAL Inc. (1991) selon les cas. Des données de "validation maison" devraient être annexées aux POS et inclure les méthodes d'assurance et de contrôle de la qualité. Celles-ci comprennent les types et les fréquences pour les échantillons de contrôle de la qualité devant être analysés, les niveaux prévus de fidélité, d'exactitude et de récupération ainsi que les limites de détection des méthodes.

Tandis que les méthodes relatives aux analyses chimiques sont généralement assez bien documentées, les méthodes d'échantillonnage et le plan d'échantillonnage en particulier sont souvent négligés. Les erreurs d'échantillonnage constituent généralement un élément important, souvent l'élément principal, à la base de l'incertitude dans les mesures environnementales. Les procédures opérationelles standardisées qui concernent les méthodes de terrain contribueront à réduire cette incertitude ou au moins permettre qu'elle soit quantifiée.

4.1.2 Objectifs de qualité des données

Des objectifs de qualité de données (OQD) sont précisés en fonction de l'utilisation prévue des données (vérification d'hypothèses, résumé des méthodes statistiques utilisées et incertitude totale qui peut être tolérée). L'incertitude totale comprend l'imprécision (attribuable à l'échantillonnage, à l'analyse ou au milieu) ainsi que tout biais analytique qui peut survenir (Taylor, 1987). Des objectifs peuvent être établis pour chaque élément ainsi que pour l'incertitude totale. Ils devraient être intégrés aux plans d'AQ. Les différents éléments relatifs à l'imprécision peuvent être évalués en ayant recours à des données d'échantillons réplicats de terrain et d'échantillons réplicats de laboratoire.

4.2 Fonctions de l'assurance de la qualité

Le plan de gestion de la qualité devrait comprendre la description des fonctions de l'assurance de la qualité, du personnel responsable de chacune de ces fonctions ainsi que les mesures de correction qui doivent être prises lorsque les limites de rendement ne sont plus respectées.

Les activités du contrôle de la qualité définissent les limites de rendement acceptables du système de mesure; elles comprennent des vérifications routinières (mesures de la qualité des données) qui indiquent si le système fonctionne selon les spécifications prévues. La transmission des données est généralement interrompue lorsqu'on perd le contrôle du système; des corrections sont alors mises en oeuvre. Des méthodes décrivant des moyennes et des gammes de contrôles ont été décrites ailleurs (OMOE, 1984; ASTM, 1985, 1986; Dux, 1986).

Les mesures de la qualité des données devraient être définies selon les mêmes termes que les objectifs de qualité des données, de façon à ce qu'ils puissent être comparés lors de l'évaluation du projet (QAMS, 1986).

Les principes régissant la gestion et l'assurance de la qualité sont applicables à tous les systèmes de mesure pour lesquels des points de contrôle du rendement de l'échantillonnage et de l'analyse sont définis. Toutefois, certaines sources d'erreur sont particulières à des systèmes de mesures écologique, toxique, physico-chimique ou bactériologique et peuvent exiger des vérifications particulières de la qualité des données.

4.3 Opérations sur le terrain

Les méthodes de travail sur le terrain devraient préciser quels protocoles et quel équipement d'échantillonnage conviennent à l'étude. L'uniformité dans l'utilisation d'équipement d'échantillonnage atténue les biais relativement à l'efficacité de la prise et au type d'organismes capturés. Les méthodes devraient aussi préciser l'emploi approprié de l'équipement, l'emplacement des stations, les contenants d'échantillonnage, l'étiquetage et la conservation des échantillons, ainsi que toute contrainte relative au stockage des échantillons (ex.; Tetra Tech Inc., 1987). Enfin, il faudrait spécifier les fréquences de prélèvement des échantillons replicats de terrain.

On doit vérifier s'il y a contamination en cours de prélèvement d'échantillons pour fins d'analyses chimiques. On procède avec des échantillons témoins sur le terrain et des solutions de rinçage de l'équipement. Les premiers sont préparés en laboratoire, apportés sur le terrain, traités comme des échantillons réguliers et retournés au laboratoire pour analyse. Les solutions de rinçage sont des échantillons d'eau ou de solvant qui ont passé dans les dispositifs de prélèvement des échantillons sur le terrain juste avant l'échantillonnage. De tels échantillons fournissent la concentration chimique du "bruit de fond". Les problèmes de contamination peuvent être minimisés par application des méthodes appropriées de contrôle et de lavage des contenants d'échantillons et des dispositifs d'échantillonnage, ou encore au moyen de méthodes de stérilisation de l'équipement de l'échantillonnage microbiologique.

Des contrôles additionnels de l'effort sont faits sur le terrain pendant l'échantillonnage et permettent de confirmer si on atteint le rendement par effort que les travaux préliminaires sur le terrain avaient permis d'espérer. Par exemple, lorsqu'il a été estimé que trois échantillons instantanés par station sont suffisants pour atteindre un objectif de qualité de données fixé à 95% de récupération des espéces benthiques présentes à toute station, on peut prélever et analyser davantage d'échantillons instantanés à certaines stations choisies. En déterminant le plateau du nombre d'espèces trouvées dans ces échantillons, on peut savoir si les trois premiers prélèvements sont suffisants pour l'atteinte de l'objectif de 95 %. Stevenson et Lowe (1986) donnent un exemple qui traite de l'échantillonnage du périphyton.

4.4 Références

ASTM. 1985. Standards on Precision and Bias for Various Applications. 2nd ed. American Society for Testing and Materials, Philadelphia.

ASTM. 1986. Manual on Presentation of Data and Control Chart Analysis. Committee E-11 on Statistical Methods. ASTM Special Technical Publication 15D. American Society for Testing and Materials, Philadelphia.

ASTM. 1988. Draft Standard Practice for Generation of Environmental Data. Committee E-47 on Biological Effects and Environmental Fate. Subcommittee E47.05 on Quality Assurance. American Society for Testing and Materials, Philadelphia.

CAEAL (Canadian Association of Environmental Analytical Laboratories). 1991. Code of Practice and QA Manual for Laboratory Analysis of Sewage Treatment Effluent in Support of the MISA Program; Draft report prepared for CAEAL and the Ontario Ministry of the Environment by Zenon Environmental Laboratories.

Dux, J.P. 1986. Handbook of Quality Assurance for the Analytical Chemistry Laboratory. Van Nostrand Reinhold Co., New York.

Environment Canada. 1991. Quality Assurance Guidelines for Biology in Aquatic Environmental Protection. Prepared by Dr. D. Hart, Beak Consultants Limited for Dr. A.S.Y. Chau, National Water Research Institute, Burlington, Ontario.

IJC (International Joint Commission). 1988. Quality Management Plan for Great Lakes International Surveillance with Implementation Guidelines. May 1988. (draft).

LRTAP (Long-Range Transport of Air Pollutants). 1986. Long-Range Transport of Air Pollutants. Quality Management Plan. Federal/Provincial Research and Monitoring Coordinating Committee.

OECD (Organisation for Economic Cooperation and Development). 1981. Decision of the Council Concerning Mutual Acceptance of Data in the Assessment of Chemicals. Annex 2. OECD Principles of Good Laboratory Practice. In: Guidelines for Testing of Chemicals. Organisation for Economic Cooperation and Development, Paris.

OECD. 1989. Draft Council Decision-Recommendation on Compliance with Principles of Good Laboratory Practice (restricted). Organisation for Economic Cooperation and Development, Paris.

OMOE (Ontario Ministry of the Environment). 1984. Principles of Control Charting. D.E. King and G.C. Ronan, Laboratory Services Branch, Data Quality Report Series. Ontario

Ministry of the Environment, Rexdale, Ontario.

OMOE. 1985. Laboratory Services Branch, Quality Management Plan. Ontario Ministry of the Environment, Rexdale, Ontario.

QAMS (Quality Assurance Management Staff). 1980. Interim Guidelines and Specifications for Preparing Quality Assurance Project Plans. Quality Assurance Management Staff, Environmental Protection Agency, Washington, D.C. EPA-600/4-83-084. PB-83-170514.

QAMS. 1986. Development of Data Quality Objectives. Description of Stages I and II. Environmental Protection Agency, Washington, D.C. (Draft).

Stevenson, R.J. and R.L. Lowe. 1986. Sampling and interpretation of algal patterns for water quality assessments. In: Rationale for Sampling and Interpretation of Ecological Data in the Assessment of Freshwater Ecosystems, Isom, B.G. (ed.), STP 894. American Society for Testing and Materials, Philadelphia.

Taylor, J.K. 1987. Quality Assurance of Chemical Measurements. Lewis Publishers Inc., Chelsea, Michigan.

Tetra Tech, Inc. 1987. Recommended Protocols for Sampling and Analyzing Subtidal Benthic Macroinvertebrate Assemblages in Puget Sound. A report prepared for U.S. EPA, Region 10, Seattle. Final Report TC-3991-04.

5 Effets sur les poissons et les ressources halieutiques : étude des poissons, analyse de tissus et évaluation de l'altération

5.1 Introduction à l'étude des poissons

La présente section fournit une description des méthodes employées pour l'étude des poissons. Elle comprend un guide détaillé sur les éléments suivants :

- la démarche générale adoptée pour l'étude des poissons;
- la conception de l'étude et de l'échantillonnage;
- les mesures effectuées pendant l'étude;
- le résumé des données et l'analyse de la puissance;
- l'assurance et le contrôle de la qualité des données.

5.1.1 Étude des poissons

5.1.1.1 Démarche

L'étude des poissons (EP) qui sera menée dans le cadre de l'ESEE dans les cycles ultérieurs au premier cycle aura pour objet de déterminer l'efficacité de la réglementation, par l'examen des effets des effluents sur la survie, la croissance et la reproduction des poissons. Aux fins de l'étude, les poissons, les crustacés et les bivalves sont considérés comme des poissons. L'étude des poissons consiste surtout à surveiller les caractéristiques liées à l'organisme entier pour deux espèces sentinelles habitant le milieu récepteur et la zone de référence. L'état d'une espèce sentinelle, tel que révélé par diverses caractéristiques mesurées individuellement sur les poissons, devrait refléter la condition générale du milieu aquatique où vivent ces poissons. Au cours du processus itératif de l'ESEE, l'EP permettra de déterminer s'il y a des différences dans les caractéristiques du cycle biologique des poissons exposés à l'effluent de l'usine. Les paramètres de l'étude des poissons sont présentés au tableau 5.1.

Cette approche présente plusieurs avantages :

- elle utilise l'information classique sur les pêches (mesures effectuées individuellement sur les poissons);
- elle se concentre sur quelques espèces choisies et n'est pas tributaire d'un échantillonnage intensif (et coûteux) de communautés ou de populations entières de poissons;

- elle est efficace quant au coût.

Tableau 5.1. Paramètres de l'étude des poissons

Détermination exigée	Précision attendue	Renseignements à fournir
Longueur (à la fourche, totale ou standard)*	+/- 0,2 cm	Mesures individuelles, moyenne, écart-type
Poids corporel total (frais)	+/- 5,0 %	Mesures individuelles, moyenne, écart-type
Âge	+/- 1 an (10 %, à confirmer de façon indépendante)	Mesures individuelles, moyenne, écart-type
Poids des gonades	+/- 1,0 %	Mesures individuelles, moyenne, écart-type
Taille des œufs	+/- 1,0 %	Poids, sous-échantillons minimum de 100 oeufs
Fécondité**	+/- 1,0 %	Nombre total d'oeufs par femelle
Poids du foie ou de l'hépatopancréas	+/- 1,0 %	Mesures individuelles, moyenne, écart-type
État externe	S.O.	Anomalies évidentes, lésions, tumeurs, parasites, etc.
Sexe	S.O.	

* Si la nageoire caudale est fourchue, mesurer la longueur à la fourche. Autrement, mesurer la longueur totale. Si l'on observe une usure prononcée de la nageoire, il faut mesurer la longueur standard.

** On peut déterminer la fécondité en divisant le poids total des ovaires par le poids individuel des œufs (qu'on peut estimer en comptant le nombre d'œufs dans un sous-échantillon d'au moins 100 œufs).

5.1.1.2 Cycles précédents

Le programme de l'ESEE se compose d'une série de cycles de surveillance et d'interprétation dans laquelle les exigences de chaque cycle dépendent des conclusions du cycle précédent. Le premier cycle de l'EP consistait surtout en une étude préliminaire permettant de se familiariser davantage avec le milieu récepteur, la zone d'étude et les espèces sentinelles choisies et d'obtenir de l'information sur la variabilité des paramètres des poissons. Il faudrait donc utiliser les résultats obtenus aux cycles antérieurs pour orienter les travaux aux cycles ultérieurs. Aucun cycle de l'ESEE ne fournit à lui seul l'information nécessaire pour évaluer l'efficacité de la réglementation en place. Pour être scientifiquement valable, l'évaluation doit comporter plusieurs cycles.

L'objectif principal du premier cycle de l'EP était d'estimer la variabilité des caractéristiques des poissons. L'estimation servira au calcul de puissance visant à raffiner la conception de l'étude pour les cycles subséquents. Le premier cycle a en outre servi à évaluer :

- la pertinence du choix des espèces sentinelles et les succès de capture
- la pertinence de la zone de référence
- la pertinence des méthodes d'échantillonnage et du matériel requis.

Le lecteur intéressé peut se reporter au rapport final du Groupe d'experts de l'étude des poissons (Environnement Canada, 1997c) pour obtenir de plus amples renseignements sur les données obtenues au premier cycle.

L'arbre de décision de l'étude des poissons (figure 5.1) et les tableaux connexes (tableaux 5.2 à 5.8) constituent un moyen efficace d'utiliser les données obtenues aux cycles antérieurs pour orienter la conception des travaux du cycle courant. Il devrait aider à déterminer l'efficacité de la démarche aux cycles précédents et à prendre les décisions quant au cycle en cours. Les représentants ou les experts-conseils des usines au titre de l'ESEE doivent rencontrer le responsable régional de l'ESEE pour examiner les résultats des travaux de sélection des sites et des espèces, de l'effort de pêche, etc. au cycle précédent et choisir les options optimales pour le cycle courant. Il faut utiliser les estimations de la variabilité effectuées au premier cycle pour déterminer la taille minimale de l'échantillon nécessaire pour déceler un écart entre les poissons exposés et les poissons témoins. La taille de l'effet cible adoptée devrait correspondre à un écart de ±25 % quant au poids des gonades par rapport au poids corporel total ou à la longueur (c.-à-d. le poids relatif des gonades) entre les zones de référence et les zones d'exposition, à une puissance de 0,80.

Il faut se garder de viser une trop grande précision dans la détermination de la taille de l'effet (TE) cible et le calcul de la taille des échantillons pour le deuxième cycle et les

cycles suivants (section 5.1.6.2). L'écart de 25 % recommandé devrait être considéré comme approximatif; le choix d'une plage (c.-à-d. de 20 à 30 %) conviendrait mieux. La détermination des limites inférieures de la TE cible repose sur deux considérations :

1) Quantité d'études de poissons ne présenteraient pas la puissance statistique nécessaire pour la détection d'effets inférieurs (p. ex., < 20 % et, encore moins, < 10 %), sauf si elles se déroulent sur de nombreux cycles et (ou) si elles reposent sur des échantillons de plus grande taille que ceux utilisés jusqu'à présent. À mesure que la TE cible diminue et que la taille des échantillons nécessaires augmente, les effets de la mortalité due à l'échantillonnage sur la population dépasseront, à terme, n'importe quel effet lié à la reproduction sur la population.

2) Il peut exister des différences inférieures à 20 %, attribuables à des causes naturelles, dans le poids relatif des gonades entre les zones non exposées et des zones relativement semblables. Si la TE cible est trop petite, le risque d'obtenir de faux positifs (c.-à-d., d'attribuer à l'effluent d'une usine une différence naturelle entre des zones) augmente.

Figure 5.1 Arbre de décision - Étude des poissons

Tableau 5.2 Caractéristiques des espèces sentinelles et critères de réussite

Critères pour déterminer les « nombres suffisants » et les « caractéristiques acceptables » des espèces sentinelles
1. Est-ce que 20 adultes de chaque sexe de deux espèces ont été capturés dans chaque zone? Si oui, passer à la question 2.
2. A-t-il été possible de mesurer tous les paramètres de l'étude des poissons sur l'espèce? Si oui, passer à la question 3. • âge • poids et longueur • poids du foie ou de l'hépatopancréas • poids des gonades • taille des oeufs
3. Le poids des gonades d'au moins 80% des femelles était-il supérieur à 1% du poids de la carcasse? Si oui, passer à la question 4.
4. Si l'espèce sentinelle fraie à différentes périodes, êtes-vous certain que l'espèce n'a pas été échantillonnée durant la période de fraie?
Certaines espèces sentinelles peuvent ne pas satisfaire tous ces critères.

Tableau 5.3 Les poissons ont-ils été exposés?

Il est évident qu'il y a eu exposition lorsque les poissons étaient capturés à l'intérieur du panache de l'effluent, bien que la durée du séjour ne soit pas connue. Dans les cas où on observe de grandes différences statistiquement significatives entre les zones d'exposition et de référence, il est clair que la durée de séjour a été importante et qu'il n'y a eu aucun mélange entre les poissons des deux zones. Bien que ces différences ne soient pas nécessairement causées par l'exposition aux effluents de l'usine de pâtes et papiers, elles dénotent néanmoins qu'il y a eu une période de séjour significative dans le panache de l'effluent et qu'il n'y a pas eu de mélange entre les poissons des zones de référence et d'exposition. Le principal problème consiste à établir la durée de séjour à l'intérieur du panache de l'effluent lorsqu'aucune barrière ne nuit au déplacement des poissons et qu'il n'y a pas de différences entre les zones. La plupart des traceurs chimiques et biochimiques ne sont indicateurs que pour des courtes durées de séjour (jours à semaines), et leur utilisation ne s'est pas avérée très efficace au cours du premier cycle de suivi. La valeur réelle des traceurs chimiques est de permettre de déterminer si les poissons de la zone de référence ont séjourné de façon significative dans le panache de l'effluent. S'il demeure un doute au sujet de l'exposition, il convient de redéfinir l'étude pour ne considérer que des poissons susceptibles de séjourner plus longtemps dans le panache de l'effluent.

Dans les cas de fortes dilutions, les études des poissons ne devraient pas être menées :

1. En rivière, si la concentration de l'effluent, fondée sur des débits relatifs, est <0,1% après le mélange complet à faible débit, et si l'effluent est dilué à <1% en deçà de 250 m du site du rejet.
2. Dans les systèmes marins et lacustres, si l'effluent est dilué à <1% en deçà de 250 m du site du rejet.

Tableau 5.4 Indications pour la redéfinition du plan d'échantillonnage

1. S'il n'est pas certain que les poissons ont été exposés :
   a) Des poissons moins mobiles sont-ils disponibles, ce qui augmenterait la probabilité d'exposition? Si non, passer à la question 1.b).
   b) Si aucune autre espèce n'est disponible, le fait de changer la période d'échantillonnage augmenterait-il la probabilité d'exposition, s'il s'agissait de la même espèce qu'au premier cycle? Si non, passer à la question 2.

2. Y a-t-il d'autres facteurs (p. ex., le type d'engin de pêche) qui pourraient améliorer le rendement? Note : l'utilisation d'une seule espèce pourrait être acceptable. Si non, passer au point 3.

3. La disponibilité d'espèces sentinelles est problématique. Si aucune autre option (voir le tableau 11) n'est appropriée, passer au point 4.

4. Le plan d'échantillonnage ne peut pas être redéfini; il n'y a donc pas d'étude des poissons.

Tableau 5.5 Y a-t-il suffisamment de données récentes pour tirer une conclusion?

Le but premier du programme de l'ESEE est de déterminer si la réglementation est adéquate. Trois conclusions sont possibles : il n'y a aucun effet, il y a un effet associé aux activités de l'usine ou il y a des facteurs confondants qui empêchent de déterminer la cause d'un effet.

1. Pour déterminer s'il y a des changements, au minimum deux cycles avec une puissance et une taille de l'effet qui respectent les exigences présentées au tableau 5.7 sont requis. Des données complémentaires pourraient être utilisées pour remplacer un cycle de données de l'ESEE si ces données fournissent l'information exigée sur l'âge, la croissance et la reproduction, et si elles ont été recueillies depuis le dernier changement majeur de procédé.

2. Facteurs confondants - Si les données sont suffisantes pour démontrer que d'autres rejets ou d'autres sources de contamination sont les premiers responsables des changements observés ou de l'absence de changement et que l'étude ne peut pas être modifiée pour isoler l'effet des rejets de l'usine, alors on peut conclure que des facteurs confondants empêchent d'évaluer l'efficacité de la réglementation.

Tableau 5.6 Autres problèmes qui peuvent affecter une étude

Il existe d'autres sources de rejet, et on ne peut revoir la conception de l'étude pour isoler l'impact. Voici quelques exemples :

1. L'effluent de l'usine n'est qu'une composante mineure (p. ex., moins de 20 %) d'un rejet combiné.
2. Le site de rejet de l'usine est localisé à l'intérieur de la zone d'influence de l'effluent d'une source adjacente et (ou) la source adjacente est située dans la zone d'influence de l'usine, le rejet de l'usine ne représente qu'une composante mineure (p. ex., moins de 20 %) des rejets dans la zone d'influence de l'effluent, et il est impossible de revoir la conception de l'étude pour isoler l'effet de l'usine.

Il peut exister d'autres facteurs confondants qui n'ont pas été identifiés.

Habitat inadéquat ou non sécuritaire pour l'échantillonnage : fluctuations extrêmes de marée, vitesse de courant élevée, etc.
Absence de zone de référence adéquate, notamment à cause de l'habitat et des déplacements des poissons (poissons de la zone de référence exposés à l'effluent).
Restrictions afférentes au permis ou préoccupations concernant des espèces protégées, rares ou menacées.
Restrictions concernant l'échantillonnage, tels que le moment ou le lieu, empêchant l'échantillonnage des espèces appropriées, ou la période propice.

Tableau 5.7 Analyse de puissance

La taille des échantillons devrait être déterminée à l'aide des estimations de variabilité produites dans le premier cycle, en fonction d'une puissance de 0,8. La conception de l'étude devrait permettre de détecter une différence de 20 à 30 % de la taille relative des gonades entre les zones d'exposition et les zones de référence. Pour les autres paramètres à mesurer (tableau 5.1), un suivi additionnel est nécessaire pour déterminer la taille des effets. Si aucun estimé de variabilité n'est disponible, un échantillon de 20 mâles et de 20 femelles capturés dans chacune des zones sera jugé suffisant. Si des effets ont été observés au cours du premier cycle ou des cycles suivants, le suivi doit être élargi de façon à délimiter l'étendue spatiale des effets.

Tableau 5.8 Alternatives possibles à l'étude des poissons

Aucune alternatives précise n'est recommandée à ce point. Cependant, différentes alternatives sont examinées, et ce tableau sera mis à jour lorsque des alternatives seront jugées acceptables.

Les sections qui suivent traitent en détail de la sélection des espèces et des sites et des méthodes de capture ainsi que de l'effort de pêche.

5.1.2 Sélection des espèces sentinelles à des fins de surveillance

Le programme de l'ESEE est décrit dans l'annexe 1 (1997b), qui précise qu'il faut surveiller au moins deux espèces sentinelles pour répondre aux exigences de l'étude des poissons. De plus, au moins une des espèces choisies pour l'EP doit être benthivore.

Le succès de l'EP dépend en grande partie du choix d'espèces sentinelles appropriées. Le choix des espèces sentinelles les plus appropriées sera fonction du site. Il est bon de souligner que, lorsqu'on choisit une espèce sentinelle, les facteurs clés à considérer sont la mobilité et le temps de séjour pendant l'exposition à l'effluent. Il est préférable de choisir des poissons qui habitent dans le système aquatique étudié pendant la totalité ou la majeure partie de leur cycle de vie et qui ont un comportement territorial ou une mobilité limités à la zone d'étude, car les réponses observées chez ces espèces reflètent bien les caractéristiques propres à leur milieu. Les espèces qui sont migratoires ou qui ne passent qu'une petite partie de leur cycle de vie dans le système étudié (p. ex., les salmonidés anadromes et quelques poissons marins) ne conviennent pas comme espèces sentinelles du fait que l'exposition à l'effluent est minime ou passagère. Cela est vrai également pour les espèces très mobiles, qui peuvent facilement entrer dans la zone d'exposition à l'effluent et en sortir. Dans certains cas, on peut choisir des espèces plus mobiles (p. ex., les corégones de montagne - Swanson, 1993) comme espèces sentinelles lorsque les caractéristiques locales du système (p. ex., les barrages, les obstacles naturels et les changements dans l'habitat) limitent efficacement le déplacement. De façon générale, plus une espèce risque d'être exposée à l'effluent, plus grande est sa valeur comme espèce sentinelle.

Dans la plupart des cas, il existe un choix limité d'espèces sentinelles possibles; ce sont les exigences particulières au site qui dicteront le choix. Il sera souvent nécessaire d'obtenir les conseils d'un biologiste qui est expérimenté dans le domaine des pêches et qui connaît bien les espèces présentes dans la région étudiée. On encourage les responsables des usines et leurs experts-conseils à communiquer avec les organismes régionaux des gouvernements fédéral et provinciaux pour obtenir de l'information et des conseils supplémentaires sur les pêches. Il faudrait éviter de choisir des espèces de très grande taille, car les adultes des espèces de petite taille, qui sont abondants, réagiront plus rapidement aux facteurs d'agression influant sur la fécondité et (ou) la survie des larves (Shuter, 1990). Les espèces faisant l'objet d'une pêche sportive ou commerciale ne conviennent pas, car l'exploitation d'une population peut masquer les effets des stress environnementaux.

Faute d'espèces de grande taille, il faudrait envisager l'utilisation d'espèces résidentes de petite taille. En général, ces dernières ont un domaine vital plus limité que les premières et

sont plus susceptibles d'être exposées (Gibbons *et al.*, 1998a). Toutefois, il faut tenir compte de plusieurs facteurs clés au stade de la conception des études de terrain visant des espèces de petite taille (Gibbons *et al.*, 1998a,b).

Il importe de vérifier à quelle espèce appartiennent les poissons de petite taille, surtout dans le cas des cyprinidés, dont les représentants peuvent être difficiles à distinguer d'une espèce à l'autre sans un examen attentif (Scott, 1967; Scott et Crossman, 973; Roberts, 1988; Nelson et Paetz, 1992; Jenkins et Burkhead, 1993; Coad, 1995). La pesée des petits organes de ces poissons nécessite une balance très sensible, et il peut être nécessaire d'utiliser un microscope à dissection pour enlever les organes sans les endommager et pour éviter de fausser les résultats en raison de la présence de tissus étrangers ou d'eau. Il est généralement plus facile de disséquer des poissons frais vivants que les spécimens congelés. Il est aussi plus facile de faire la distinction entre les tissus quand ceux-ci sont frais, sans compter que la séparation du foie et des gonades des tissus intestinaux prend moins de temps.

En règle générale, les poissons de petite taille vivent moins longtemps que les autres. De plus, l'utilisation des structures qui servent généralement à déterminer l'âge (voir le tableau 5.9), comme les écailles, donne habituellement les meilleurs résultats. Toutefois, il faudrait conserver d'autres structures, comme les opercules et les otolithes, au cas où les écailles ne conviendraient pas ou une vérification serait nécessaire.

Tableau 5.9 Structures anatomiques communément utilisées pour la détermination de l'âge

Famille	Noms communs	Structures
Acipenseridae	Esturgeons	Otolithes, rayons de nageoires pectorals
Anguillidae	Anguilles d'eau douce	Otolithes
Atherinidae	Capucettes	Otolithes
Batrachoididae	Crapauds de mer	Otolithes
Bothidae	Turbots	Otolithes, écailles
Carangidae	Carangues	Otolithes
Catostomidae	Meuniers	Rayons de nageoires, os operculaire
Centrarchidae	Crapets	Écailles
	Achigans	Otolithes, trois premières épines dorsales, os operculaire, écailles
Cichlidae	Cichlidés	Écailles
Clupeidae	Harengs	Otolithes
Coregoninae	Grands corégones	Otolithes, quatre premiers rayons de la nageoire pectorale, écailles
Cyprinidae	Ménés et carpes	Otolithes, écailles
Cyprinodontidae	Fondules	Écailles
Esocidae	Brochets	Écaille,s cleithrum
Gadidae	Morues	Otolithes
Haemulidae	Grogneurs	Otolithes
Ictaluridae	Barbottes	Épine pectorale
Lophiidae	Baudroies	Vertèbres, rayons
Malacanthidae	Tiles	Otolithes
Mugilidae	Muges	Écailles
Percichthyidae	Bars	Écailles
Percidae	Dorés, perchaudes	Otolithes, trois premières épines dorsales, os operculaire, écailles
Pleuronectidae	Plies	Otolithes, écailles
Rajidae	Raies	Centrum vertébral
Salmonidae	Truites (lacs)	Écailles, otolithes, sous-opercules, quatre premiers rayons de la nageoire pectorale
Sciaenidae	Tambours	Écailles
Scombridae	Maquereaux	Otolithes, rayons de nageoires
Serranidae	Serrans	Écailles
Sparidae	Spares	Écailles
Squalidae	Chiens de mer	Épine dorsale

La mesure de la fécondité et de la taille des œufs exige une attention particulière. Vu que les oeufs sont peu nombreux mais de grande taille chez nombre d'espèces de petite taille, il est beaucoup plus facile d'estimer le poids des gonades à un moment proche de la fraye; le moment de l'échantillonnage dépend également du temps de séjour. Il faut donc optimiser ces deux facteurs. Il importe de conserver la gonade dans son intégrité et d'effectuer les comptes des œufs à l'aide d'un microscope à dissection. On devrait trouver des renseignements de base sur le développement gonadique chez beaucoup d'espèces dans la documentation générale (Scott, 1967; Scott et Crossman, 1973; Fritz *et al.*, 1975; Roberts, 1988; Nelson et Paetz, 1992; Jenkins et Burkhead, 1993; Coad, 1995; Leblanc et Couillard, 1995; Leblanc *et al.*, 1998).

Quand on sélectionne des espèces de petite taille, il faut prendre en compte le cycle biologique de la reproduction, car celles-ci utilisent autant de stratégies de reproduction différentes que les espèces de grande taille. Les géniteurs multifraye exigent une attention particulière étant donné que les femelles peuvent produire plus d'une ponte par année. En général, l'ovaire contient des œufs appartenant à différentes classes de taille, et la période de la fraie peut s'étendre sur plusieurs semaines à plus d'un mois. Chez certaines espèces, la masse ovarienne peut se renouveler au complet plus d'une fois pendant la période de fraye. Si l'échantillonnage a lieu au mauvais moment, il peut être difficile d'estimer l'effort de reproduction et la fécondité chez les espèces multifraye. À l'heure actuelle, on présume que si l'échantillonnage a lieu avant le début de la première période de fraye d'un cycle annuel donné, il permet d'estimer l'effort de reproduction par rapport à l'ensemble de l'année.

Il faut également accorder une attention particulière aux espèces vivipares en ce qui concerne la mesure des variables de la reproduction; toutefois, on est déjà parvenu à déceler des réactions en utilisant des individus de telles espèces exposés aux effluents d'usines de pâte en Suède (Vetemaa *et al.*, 1997). Les estimations de la fécondité exigent la préservation de la gonade ainsi que le dénombrement des embryons vivants et des embryons morts. En outre, pour que l'échantillonnage soit optimal, il faut disposer de données préliminaires sur le moment de la fraie et le développement gonadique. Comme il se peut qu'il n'existe pas de données sur les poissons vivipares pour le deuxième cycle, il faut procéder au cas par cas.

Au sens de la *Loi sur les pêches*, les mollusques sont considérés comme des poissons, de sorte que certaines usines les ont utilisé pendant le premier cycle. Toutefois, les crabes et les homards ne peuvent servir d'espèces sentinelles parce qu'il est impossible de déterminer l'âge des spécimens avec précision (Environnement Canada, 1997b). On examine actuellement la possibilité d'utiliser des moules et des huîtres sauvages à cette fin.

Il est arrivé, dans un nombre limité de cas, qu'aucun poisson adulte ne puisse être prélevé dans un milieu récepteur. Si l'on prélève des poissons de petite taille parce qu'aucun spécimen de grande taille ne peut être capturé, on peut envisager d'utiliser des juvéniles. Cette option fait actuellement l'objet d'un examen. En l'absence de poissons en âge de se reproduire dans une zone touchée par l'effluent, les seuls moyens valables de mesurer la performance des poissons consistent à déterminer les taux de croissance et de survie des juvéniles résidents exposés, les facteurs à considérer en priorité étant la résidence et l'exposition.

5.1.3 Conception de l'échantillonnage

5.1.3.1 Exigences minimales

L'annexe 1 (Environnement Canada, 1997b) précise les exigences minimales pour la conception du premier cycle de l'étude des poissons :

- échantillonnage d'au moins une zone de référence et une zone exposée proche;
- capture d'au moins 20 femelles adultes et 20 mâles adultes de chacune de deux espèces sentinelles par zone d'échantillonnage.

La détermination de la taille des échantillons sera basée sur la taille de l'effet cible pour la reproduction et les tailles d'effet pouvant être détectées pour d'autres paramètres calculés et rapportés. À des fins d'interprétation et de conception des travaux pour des cycles ultérieurs, ces tailles d'effet détectables devraient quand même être comparées aux écarts naturels observés dans d'autres études. Faute d'information sur la variabilité pendant un cycle antérieur, l'usine devrait fixer la taille cible de l'échantillon à 20 à 30 poissons et essayer d'obtenir de l'information sur la variabilité.

S'il existe seulement une espèce sentinelle, il faut obtenir la permission de l'agent régional d'autorisation (ARA) de mener l'étude avec une seule espèce.

Les paragraphes qui suivent présentent un bref résumé de la démarche d'élaboration d'un plan d'étude minimal.

Zones d'échantillonnage

Le nombre minimal de zones d'échantillonnage a été établi parce qu'il faut dicter un niveau minimal acceptable d'effort d'échantillonnage qui permettait d'atteindre les objectifs du premier cycle et pourrait s'appliquer à toutes les usines. On a reconnu en particulier que le choix de la zone de référence et de la zone exposée proche était limité pour certaines usines en raison des restrictions dues à des milieux hétérogènes ou dissemblables, à l'accès

ou à d'autres facteurs qui limitent les possibilités d'échantillonnage. Cependant, il était inacceptable de ne pas échantillonner au moins une zone de référence et une zone exposée proche. La conception minimale imposait donc, à l'échelle nationale, l'échantillonnage d'au moins une zone de référence et une zone exposée proche.

Pour des raisons de clarté, nous considérerons la comparaison de deux zones (zone exposée à l'effluent et zone de référence) où, dans chacune, il est possible d'échantillonner plusieurs secteurs ainsi que des unités de sous-échantillonnage (poissons) à l'intérieur de chaque secteur. Si nous voulions mener une vraie expérience en vue d'étudier la différence entre une zone exposée à un effluent et une zone de référence, nous commencerions par déterminer un ensemble de secteurs, nous diviserions aléatoirement ces secteurs en deux groupes et nous attribuerions au hasard les «traitements» à ces deux groupes. Il est évident que ce n'est pas possible dans le cadre d'une ESEE. La zone exposée à l'effluent est définie par le fait qu'une usine particulière déverse un effluent dans un plan d'eau particulier. Jusqu'à ce point, il n'y a aucun élément de hasard. La définition de la zone de référence est tellement restrictive que nous devrions la considérer aussi comme une entité unique. Dans l'analyse des éléments de la variance, la zone exposée à l'effluent et la zone de référence devraient être considérées comme des effets fixes.

La façon la plus simple de concevoir l'échantillonnage dans le cadre de l'EP est d'échantillonner les poissons provenant d'une seule zone de référence et d'une seule zone exposée proche (c.-à-d. la conception minimale). Cette approche suppose que l'habitat dans chacune des zones est relativement homogène et qu'il y a une large distribution des poissons sans sous-populations reconnaissables. Dans ce cas, l'échantillonnage de tout endroit (secteur) de la zone fournit une possibilité égale de capturer un poisson (c.-à-d. qu'il est possible d'obtenir un échantillon aléatoire de poissons) et l'élément d'erreur qui convient pour tester les différences entre les secteurs (futurs cycles de l'EP) est la variance « entre les poissons à l'intérieur d'un secteur ». Par conséquent, lorsqu'on procède au premier cycle de l'EP, le niveau approprié de variabilité dans les paramètres des poissons qui devrait être estimé est la variabilité « d'un poisson à l'autre ».

On reconnaît que, parfois, l'habitat compris dans une zone n'est pas homogène et que la distribution de la population de poissons reflète la répartition irrégulière des habitats convenables. Dans ce cas, il y a probablement de bonnes raisons de croire que la population de poissons est subdivisée à l'intérieur d'une zone en sous-populations spatialement discontinués, lesquelles pourraient être considérées comme des « secteurs » discontinus. Cependant, aux fins des objectifs du premier cycle, il y a peu d'avantages à échantillonner plus d'une sous-population ou secteur. Peu importe si l'on échantillonne un ou plusieurs secteurs à l'intérieur d'une zone, l'élément d'erreur approprié utilisé dans les comparaisons statistiques demeure la variance « entre les poissons à l'intérieur d'un secteur » et cette estimation de la variabilité peut être obtenue à partir de la conception minimale.

L'élément d'erreur que représente la variance « entre les secteurs à l'intérieur d'une zone» est inapproprié. Si l'on voulait utiliser cet élément, il faudrait supposer que l'étude porte sur un échantillon aléatoire de secteurs à l'intérieur des zones. Dans l'analyse des éléments de la variance, il faudrait considérer les secteurs comme des effets aléatoires. En pratique, il y a un nombre limité de secteurs qui peuvent être échantillonnés, et l'emplacement de ces secteurs ou sous-populations est fixe (p. ex., des seuils discontinus à l'intérieur d'une zone). Puisqu'il n'existe pas d'élément de distribution au hasard, les secteurs représentent en fait un effet fixe et l'élément d'erreur approprié est la variabilité « entre les poissons » et non pas « entre les secteurs ».

Peu importe la conception de l'échantillonnage, la difficulté de l'ESEE n'est pas le calcul statistique mais l'interprétation logique. Puisque les traitements ne sont pas attribués aux zones de façon aléatoire, nous ne pouvons pas savoir avec certitude si la différence observée est due au « traitement » ou à une quelconque différence naturelle entre les zones. On ne peut pas affirmer avec certitude que l'effluent est la cause d'une différence observée. Ce problème d'interprétation logique se pose également dans de nombreuses études épidémiologiques et d'échantillonnage, dans lesquelles deux populations sont définies et où des échantillons aléatoires sont prélevés, mais, puisque les unités ne peuvent pas être attribuées au hasard aux « traitements », il est impossible d'être certain que la différence observée est vraiment due au facteur étudié. Dans de tels cas, la supposition de l'existence d'une relation de cause à effet exige de l'information supplémentaire (par exemple la démonstration que l'effluent contient une certaine substance qui a un effet connu sur les unités) ainsi que de l'information provenant d'études de suivi appropriées.

Grandeur minimale de l'échantillon (20,20)

Pour obtenir une estimation de l'écart-type vrai (ET) d'une population, il est justifié de faire 20 observations parce que l'accroissement de l'effort d'échantillonnage apporte peu d'amélioration au niveau de confiance de l'écart-type estimé. On peut le constater dans la figure 5.2 qui illustre les changements en fonction de la grandeur de l'échantillon (ou n) dans les limites de confiance supérieures et inférieures de 95 % calculées pour les écarts-types de 5 et de 10. Les limites de confiance ne sont pas symétriques autour de l'écart-type vrai parce que la distribution des variances dans l'échantillonnage n'est pas symétrique : elle suit une distribution Chi-carré (Zar, 1984). Les équations des limites de confiance s'appliquant à l'écart-type estimé sont :

Limite inférieure : $$\sqrt{((\nu \cdot ET^2)/\chi^2_{\alpha/2,\nu})} \quad [1]$$

Limite supérieure : $$\sqrt{((\nu \cdot ET^2)/\chi^2_{(1-\alpha/2),\nu})} \quad [2]$$

où,

ν = nombre de degrés de liberté,
ET = écart type estimé,
χ^2 = chi-carré statistique,
α = la probabilité que l'écart-type vrai (σ) ne soit pas inclus entre les limites.

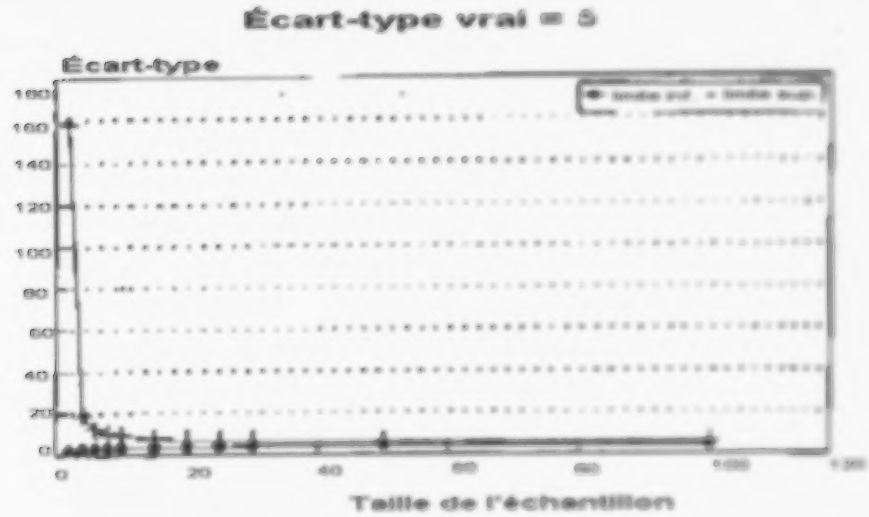
Pour plus d'information sur le calcul des limites de confiance applicables à l'écart-type, on peut consulter Zar (1984, pp. 114-115) et Snedecor et Cochran (1980; pp. 74-75).

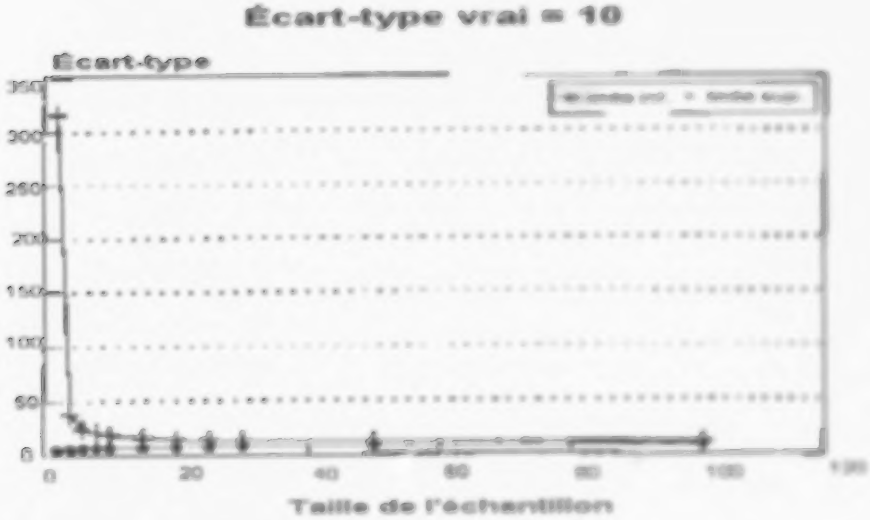
Comme la figure 5.2 l'indique, il y a peu de changements dans les limites de confiance de 95 % en fonction de l'augmentation de la grandeur de l'échantillon au-delà du chiffre 20 environ. À noter également qu'il n'y a aucune différence dans la forme des courbes de l'intervalle de confiance pour les écarts-types de 5 et 10 : les valeurs changent, mais la courbe ne change pas. En se servant de données relatives au meunier noir, Munkittrick (1992) a suggéré qu'il y a peu d'amélioration des estimations de la variance pour des grandeurs d'échantillon dépassant 16 poissons. Cette observation est simplement conforme à ce que prévoit la théorie de l'échantillonnage et elle vaut pour toutes les ESEE, peu importe l'espèce de poisson utilisée.

5.1.3.2 Période de prélèvement

Il faudrait prélever les poissons pendant qu'ils résident dans la zone exposée à l'effluent. Dans le cas des espèces qui sortent de cette zone ou qui y séjournent temporairement pendant la période de la fraye, une étude menée pendant cette période serait inefficace. Dès lors, pour les espèces qui fraient en eau douce au printemps, une étude en automne serait appropriée, et l'inverse vaudrait dans le cas des espèces qui fraient en automne. Cela ne s'appliquerait pas aux poissons dont les œufs se développent rapidement; ainsi, certains ménés qui fraient à la fin du printemps devraient faire l'objet d'un échantillonnage au début du printemps plutôt qu'en automne, où il se peut que les œufs ne soient pas encore entièrement développés. D'autres facteurs doivent être pris en considération dans le choix du moment des prélèvements : conditions hydriques (débit, turbidité, action des vagues), accessibilité et cycle du développement gonadique chez les espèces sentinelles. Pour les espèces dont la période de croissance des gonades est très courte, la résidence et le développement gonadique doivent être les facteurs primordiaux déterminant le choix de la période d'échantillonnage.

Figure 5.2 Changements dans les limites supérieure et inférieure de l'intervalle de confiance de 95 % pour des écarts-types de 5 et de 10, par rapport à la taille de l'échantillon.





5.1.3.3 Sélection des zones d'échantillonnage

Le choix des zones d'échantillonnage est l'une des étapes les plus critiques de la conception de l'étude et doit être examiné avec soin pour maximiser la quantité d'information qu'elle permettra de recueillir. Pour positionner les stations d'échantillonnage, il faut avoir au préalable défini et délimité la zone exposée à l'effluent et la zone de référence et avoir une description de l'habitat du poisson.

Il faut choisir en premier lieu la zone exposée, pour s'assurer qu'on peut y prélever des poissons. Ensuite, on peut choisir la zone de référence et y capturer des poissons des mêmes espèces, ayant le même degré de maturité, etc. que ceux de la première zone. Idéalement, la zone de référence devrait se trouver dans le plan d'eau où se déverse l'effluent de l'usine, mais soustraite à l'action de ce dernier. En général, elle devrait :

- ressembler le plus possible et à tous les points de vue à la zone exposée, sans être touchée par l'effluent de l'usine;
- être adjacente à la zone exposée ou située en amont de celle-ci, sauf si la situation ne s'y prête pas (notamment à cause de la présence d'un réservoir);
- être soumise à un échantillonnage pendant la même période que la zone exposée ou à un autre moment approprié;
- faire l'objet d'une description aussi détaillée que possible (conditions physiques, chimiques et biologiques dans la zone exposée et la zone de référence) et, entre autres; de mesures de la température, de la profondeur de l'eau et du débit.

La zone de référence utilisée au premier cycle n'est pas nécessairement conservée aux autres cycles. Le choix de cette zone devrait dépendre des facteurs suivants :

- la mobilité de l'espèce sentinelle (qui peut éliminer une zone adjacente à la zone exposée ou immédiatement en amont de celle-ci);
- le moment de l'échantillonnage (il se peut que certains endroits ne conviennent pas en certaines saisons à cause des mouvements des poissons);
- la présence de l'espèce sentinelle dans la zone exposée (il ne sert à rien de prélever des poissons d'une espèce donnée dans la zone de référence si cette dernière est absente dans la zone exposée).

D'autres facteurs prennent une part importante dans le choix de la zone de référence :

- la présence de barrages (qui peuvent modifier grandement l'habitat et, partant, la performance de certaines espèces de poissons);
- la mobilité de l'espèce sentinelle;

- les facteurs confondants (p. ex. la présence d'autres émissaires d'évacuation municipaux ou industriels; l'existence de tels facteurs n'oblige pas nécessairement à annuler l'étude des poissons mais, le cas échéant, il faut étudier la situation pour déterminer la meilleure façon de procéder);
- la variabilité naturelle.

Il est préférable d'utiliser plusieurs zones de référence que de prélever des échantillons de trop grande taille à un seul endroit; on pourra ainsi comparer les variations naturelles d'une zone à l'autre (et comparer ensuite celles-ci à la différence dans les variations entre ces zones de référence et la zone exposée; il est question de la variabilité des échantillons dans la section 5.1.7).

L'utilisation d'un ensemble de données général provenant de zones de référence régionales n'est pas acceptable, pour les raisons suivantes :

- il est difficile d'obtenir des données sur les caractéristiques des eaux réceptrices qui soient comparables entre plusieurs usines d'une même région;
- les différences quant au moment des échantillonnages peuvent influer considérablement sur l'interprétation des données;
- cela obligerait généralement à choisir davantage de zones de référence qu'on le fait normalement.

De même, l'échantillonnage combiné du benthos et des poissons n'est pas un critère acceptable pour le choix des sites d'échantillonnage parce que les caractéristiques des espèces de poissons choisies, la mobilité des poissons, la diversité des habitats et le type d'équipement d'échantillonnage nécessaire peuvent faire en sorte que les sites d'échantillonnage du benthos ne conviennent pas pour l'étude des poissons. Même si les sites peuvent être les mêmes dans de nombreux cas, cela ne devrait pas être un critère primordial d'échantillonnage du poisson. Toutefois, quand cela est possible, le choix de sites semblables présente des avantages, car les données recueillies peuvent aider à l'interprétation des réponses.

Il conviendrait de tout mettre en œuvre pour choisir des zones de référence et des zones exposées proches dont toutes les caractéristiques, exception faite de la présence de l'effluent, soient le plus comparables possible. Bien qu'il soit improbable que deux zones données aient des caractéristiques identiques, on peut supposer que les différences seront minimes par rapport à la présence de l'effluent. Dans le cas contraire, cela deviendra apparent aux cycles ultérieurs.

Facteurs modificateurs et confondants

La variabilité dans les paramètres des poissons (p. ex., croissance, poids, condition, etc.) est fonction de plusieurs facteurs (facteurs modificateurs), qui ne sont pas tous liés au déversement de l'effluent. En contrôlant la saisonnalité, le genre d'habitat et l'exposition à l'effluent, la conception de l'EP tente de réduire au minimum la variabilité entre les poissons. Néanmoins, d'autres facteurs naturels ou anthropiques peuvent modifier les paramètres des poissons, accroître la variabilité entre les poissons ou même confondre le plan d'étude.

Si la plage des valeurs des facteurs modificateurs est semblable d'une zone d'échantillonnage à l'autre, alors les effets de ces facteurs pourront être annulés. Cependant, lorsqu'il y a des différences significatives dans les facteurs modificateurs d'une zone d'échantillonnage à l'autre, la conception de l'étude peut être confondue. Dans ce cas, il est impossible de différencier les effets de l'effluent de l'usine de ceux du ou des facteurs modificateurs sur la variable de la réponse. Par exemple, si le genre d'habitat (p. ex., un bassin) en aval de l'usine est différent de l'habitat situé en amont (p. ex., un seuil), alors les effets du genre d'habitat sur les paramètres du poisson rendraient confus tout effet associé à l'effluent de l'usine, car tant l'effluent que le genre d'habitat peuvent être de bons inducteurs de différences dans les paramètres des poissons observés en aval et en amont du lieu de déversement.

Parmi les exemples de facteurs modificateurs et confondants, on peut citer :

- les tributaires;
- les autres sources ponctuelles ou non (p. ex., industrie, ruissellement agricole, pratiques d'aquaculture, stations d'épuration des eaux usées);
- les variables naturelles du milieu ou de l'habitat.

Tributaires

Les tributaires alimentent en eau de dilution un cours d'eau principal, un lac, un estuaire ou la mer. Cette eau de dilution peut avoir des propriétés chimiques différentes de celles du plans d'eau principal étudié, selon les similitudes de la roche sous-jacente. En outre, il faut un certain temps pour que les tributaires se mélangent avec le cours d'eau principal ou la nappe d'eau réceptrice. Il est donc important de choisir des sites d'échantillonnage à l'extérieur des zones de mélange des tributaires.

Autres rejets à partir de sources ponctuelles ou diffuses

L'existence d'autres rejets à partir de sources ponctuelles ou diffuses peut rendre difficile la distinction entre les effets de l'effluent de l'usine et ceux des autres rejets, surtout s'ils se trouvent à proximité immédiate du point de déversement de l'effluent de l'usine. Dans ces cas,

il sera impossible d'éviter une étude de terrain confondue, pour cette composante du programme de l'ESEE. Lorsqu'il existe d'autres points de déversement immédiatement en amont de l'usine, la zone de référence sera effectivement limitée à la zone située entre ces points et le point de déversement de l'effluent de l'usine. De cette façon, il pourrait être possible de tenir compte de l'effet de l'autre déversement et de déterminer l'ordre de grandeur de la variabilité des paramètres des poissons qui est attribuable à l'effluent de l'usine.

D'autres points de déversement situés dans la zone d'étude peuvent être considérés comme confondants si les critères établis par le Comité de gestion technique et le groupe d'experts de l'EP sont rencontrés.

Variation naturelle du milieu et de l'habitat

Lorsqu'on considère par exemple un système fluvial, les propriétés physiques, chimiques et biologiques naturelles varient en fonction de la distance vers l'aval (River Continuum Concept; Vannote et al., 1980). Cela résulte directement des variations du débit, de la sédimentation et des caractéristiques morphométriques des rivières. Les changements physiques entraînent des variations dans les composantes biologiques des rivières. Si les zones d'étude sont étendues, il est possible que les communautés et les caractéristiques biologiques naturelles soient différentes d'un endroit à un autre. Il peut donc être difficile de distinguer entre l'effet de l'effluent d'une usine le cas échéant, et la variation naturelle.

Les facteurs modificateurs présents naturellement sont importants aussi dans les systèmes lacustres, estuariens et marins. Voici des exemples de facteurs intervenant généralement à l'état naturel et qui ont parfois un caractère confondant:

- type d'habitat (seuil, rapide, bassin)
- type de substrat (teneur en matières organiques, distribution granulométrique)
- profondeur de l'eau
- débit
- action des marées, courant, exposition aux vagues
- salinité
- oxygène dissous, température
- couverture végétale émergente/submergée
- chimie de l'eau (conductivité, dureté, pH, etc.)
- propriétés biologiques

Une fois qu'ils figurent dans la conception de l'étude, les effets confondants ne peuvent être éliminés. C'est uniquement si l'on porte une grande attention aux facteurs modificateurs potentiels au moment de la préconception ou des cycles antérieurs de l'EP que l'effet de ces facteurs pourra être éliminé ou contrôlé au cours des cycles suivants. Lorsqu'il n'est pas possible d'éliminer les facteurs confondants, l'accroissement du nombre de zones

d'échantillonnage pourra permettre aux responsables d'évaluer leur effet sur l'interprétation des données. (p. ex., si l'habitat observé dans la zone exposée proche est différent de celui de la zone exposée éloignée, il serait avantageux de procéder à des échantillonnages dans des zones de référence distinctes correspondant à chacun des deux habitats exposés).

5.1.3.4 Méthodes d'échantillonnage des poissons

Le choix de la méthode d'échantillonnage devrait être fonction du site, tandis que le choix des engins et l'effort de pêche devraient être axés sur les méthodes qui se révèlent efficaces. L'uniformité de l'échantillonnage doit constituer une priorité. Par conséquent, si les espèces sentinelles sont les mêmes qu'à un cycle précédent et que les techniques de pêche déjà employées ont permis de capturer le nombre souhaité de représentants de chacune de ces espèces, il conviendrait de conserver ces techniques, à moins qu'il existe de bonnes raisons de faire autrement, notamment un niveau excessif de prises accessoires.

Filet maillant

Le filet maillant peut convenir dans les rivières et les lacs. Il importe de choisir la bonne grandeur de maille pour capturer les poissons de l'espèce et de la taille souhaitées et limiter les prises accessoires. Il faut inspecter les filets fréquemment afin de pouvoir libérer les poissons non désirés. Par ailleurs, la pêche peut être plus fructueuse la nuit, selon l'espèce recherchée.

L'emploi du filet maillant n'est pas recommandé quand les prises accessoires sont trop élevées. De plus, il peut survenir d'importants problèmes de logistique, car la marée ou les courants peuvent enmêler les filets. Si l'on retient cette option, on peut utiliser le filet maillant à différentes profondeurs ou le laisser flotter à la surface. Les milieux récepteurs en eaux marines comportent généralement plusieurs couches de température et de salinité différentes, de sorte que les communautés de poissons vivant au-dessous et au-dessus de l'halocline sont habituellement très différentes. Si le filet maillant est mouillé à plusieurs mètres de profondeur, il chevauchera l'halocline, et il pourrait être difficile de déterminer avec précision dans quel habitat les spécimens d'une espèce particulière ont été capturés.

Prises accessoires

Il est possible de prélever des échantillons à partir des prises accessoires effectuées à l'occasion de pêches commerciales, scientifiques ou autres en milieu marin ou en eaux douces. On doit s'assurer de respecter les conditions et les méthodes d'échantillonnage et fournir des documents à l'appui (assurance de la qualité et contrôle de la qualité); on doit

également s'assurer que les poissons recherchés sont exposés. Il importe de standardiser les techniques de capture d'un site à l'autre.

Pêche électrique

La pêche électrique est utile dans les rivières et les lacs peu profonds, et l'appareil utilisé peut être porté dans un sac à dos ou monté sur une embarcation. Les poissons non désirés peuvent être libérés. Pour augmenter les chances de capture, on peut travailler à la brunante ou la nuit en parcourant la même zone au moins à trois reprises et en produisant des impulsions intermittentes (plutôt que des décharges continues, qui peuvent faire fuir le poisson). Il faut absolument veiller à ce que les poissons capturés soient représentatifs de la population du lieu. Ainsi, l'échantillonnage de zones peu profondes à proximité du rivage pendant le jour n'assure pas toujours la représentativité des échantillons.

Pêche au chalut

Le chalut peut permettre de capturer des poissons de fond et certaines espèces de bivalves dans les zones côtières là où le fond est assez plat. Le long des côtes où le fond est abrupt (dans les fjords de la Colombie-Britannique par exemple), les diffuseurs se déversent souvent à plus de 20 mètres de profondeur, de sorte que l'effluent s'introduit dans un milieu sous-marin au profil accidenté. La pêche au chalut peut poser des difficultés dans de telles zones. Le cas échéant, il peut être difficile de garder la gueule du chalut ouverte en maintenant les panneaux écartés; il est préférable alors d'utiliser un chalut doté d'une perche en bois ou en métal maintenant le filet ouvert.

Par ailleurs, les débris et les obstacles sous-marins, comme les billots et les affleurements rocheux, peuvent compliquer le chalutage dans les fjords, où l'on devrait utiliser des chaluts à grosse maille que les chicots ne pourront percer. La grosseur de maille choisie dépend des espèces et de la taille recherchées. Comme les espèces varient selon la profondeur et le type de substrat, il est important de localiser avec précision les points où commencent et se terminent les chalutages par positionnement GPS en mode différentiel. Cela devrait permettre d'assurer l'échantillonnage du même habitat d'une fois à l'autre. Il faudrait également noter d'autres renseignements importants, comme l'heure du début et de la fin des chalutages, la profondeur de travail et le type de substrat.

Seine de rivage, verveux, filet-trappe et piège à poissons

Lorsque l'effluent se déverse dans une rivière, en eau peu profonde près d'une rive ou dans une zone intertidale, on peut utiliser une seine. Le cas échéant, on devrait utiliser des

points de repère permanents, des petits tas de pierres « cairn » par exemple. Selon l'inclinaison de la rive, on peut tirer la seine hors de l'eau à l'aide d'une petite embarcation ou de personnes dans l'eau avec des cuissardes. La seine est utilisée régulièrement pour la capture de petits poissons dans les rivières et les estuaires et près des plages. Sur la côte atlantique, on peut aussi utiliser le verveux dans la zone intertidale. En outre, dans les estuaires de cette région, on se sert de nasses appâtées pour capturer des choquemorts (mummichogs). Les crustacés, notamment les crevettes, peuvent être capturés au moyen de différents pièges.

Pêche avec ligne et hameçon et capture à la main

Pour réduire le plus possible l'effet des engins de pêche sur les habitats, on peut opter pour la capture à la main dans le cas d'espèces relativement sédentaires. Comme cette méthode peut être très sélective, seuls les individus de l'espèce cible peuvent être prélevés. Ainsi, à marée basse, on peut capturer sous des roches et dans les algues des blenniidés et des cottidés, qui fréquentent les milieux littoraux. Les bivalves peuvent aussi être capturés à la main. La plongée permet de capturer des poissons, comme des scorpaenidés, jusqu'à 30 mètres de profondeur. D'autres méthodes sélectives, comme la pêche à la palangre, (ligne maîtresse pourvue d'avançons portant des hameçons), permettent de capturer des poissons de fond, tels des poissons plats. Comme pour les autres techniques, il est essentiel de localiser le lieu de capture avec précision pour qu'on puisse opérer exactement dans le même habitat aux cycles suivants.

Pêche à la seine coulissante et au chalut pélagique

La seine coulissante et le chalut pélagique peuvent être utilisés pour prélever des poissons qui fréquentent surtout la zone pélagique. Pour effectuer des échantillonnages à des profondeurs où l'effluent des usines de pâte peut toucher les poissons qui vivent près du fond ou en eaux profondes, il faudra peut-être utiliser une seine assez profonde (jusqu'à 10 m de profondeur par exemple), ce qui peut exiger l'emploi d'un assez gros navire, comme un seineur commercial servant à capturer le saumon ou le hareng. L'avantage du chalut pélagique sur la seine coulissante est qu'il permet un échantillonnage plus précis à différentes profondeurs dans la colonne d'eau, sans compter qu'on peut enregistrer et (ou) surveiller électroniquement la profondeur à laquelle le filet est mouillé et la modifier au besoin.

Télédétection

La quantité de poissons présents près des exutoires peut être déterminée à l'aide de caméras ou d'appareils photo montés sur des véhicules actionnés à distance. Cette façon de faire peut être particulièrement efficace dans les zones rocheuses et accidentées où il peut être difficile d'utiliser des engins de pêche. De plus, ces appareils peuvent permettre de reconnaître le fond avant le mouillage de chaluts ou de pièges à poisson.

5.1.3.5 Effort d'échantillonnage

Pour aider à évaluer l'effort d'échantillonnage requis à des endroits particuliers, le plan d'étude soumis à Environnement Canada doit fournir tous les détails sur l'exécution de l'échantillonnage.

Voici une série de conseils et de critères fondés sur le rendement afin de déterminer « un niveau raisonnable d'effort de pêche ». Chaque emplacement est unique. Le succès de la pêche dans un secteur n'est pas assuré seulement parce qu'un certain effort d'échantillonnage a été couronné de succès à d'autres endroits par le passé, ou encore au même endroit à d'autres moments.

1. **Le plan d'étude** doit fournir tous les détails sur les méthodes d'échantillonnage de poissons adultes afin d'aider à l'évaluation de l'effort de pêche. Les détails à fournir dans le plan de l'étude (au besoin) sont les suivants :
   - type et dimensions des engins (par exemple, filets maillants, filets-trappes, trappes, palangres. Dans certains cas, il peut être utile d'utiliser plus d'un type d'engin.);
   - type de maille, (par exemple, nylon, fil ou fibre de coton, noué ou sans noeud) et grandeur de la maille;
   - heure de l'échantillonnage (c'est-à-dire, l'heure du jour);
   - durée de l'échantillonnage (c'est-à-dire, l'intervalle de temps entre le placement de l'engin et sa récupération);
   - fréquence des vérifications;
   - emplacement(s) de l'engin;
   - pourquoi et comment les espèces sentinelles ont été choisies;
   - qui a été consulté quant à l'emplacement et aux techniques retenus pour capturer les espèces sentinelles proposées;
   - plan contingence énonçant des alternatives pour ce qui est des engins de pêche et des espèces sentinelles;
   - dates où le travail sera effectué afin que les personnes-ressources de l'ESEE puissent être disponibles à des fins de consultation.

Tous les résultats ou observations d'une étude préliminaire de poissons réalisée durant les activités de préconception devraient être fournis si ces données ont servi à la sélection des espèces sentinelles ou des méthodes de travail. La personne-ressource de l'ESEE dans la région examinera ces données et pourra demander des renseignements supplémentaires afin de clarifier les procédures d'échantillonnage.

Dans certains cas, le plan d'étude autorisé indiquera un niveau maximal d'effort de pêche par emplacement spécifique. Ce niveau d'effort aura été établi par le représentant de l'usine de pâtes et papiers ou son consultant et par la personne-ressource de l'ESEE dans cette région.

2. Il faut utiliser des **méthodes d'exploitation appropriées**. Ces méthodes comprennent l'utilisation d'engins conformes aux indications du plan d'étude. Les engins doivent être vérifiés à des intervalles réguliers afin d'assurer la récupération d'espèces sentinelles en bon état et la libération des espèces non ciblées (surtout les espèces protégées ou menacées de disparition). Il y a donc lieu de considérer la possibilité d'utiliser des techniques sélectives ou des techniques non destructives. Un registre de l'identité et du nombre estimatif de prises de poissons non ciblés pourrait constituer un élément additionnel utile à ajouter aux plans de contingence. L'usine de pâtes et papiers et le consultant doivent bien comprendre l'habitat, les caractéristiques des espèces sentinelles et l'engin que l'on envisage d'utiliser.

3. Il faut **consulter les experts locaux** (par exemple, le personnel des services fédéraux et provinciaux des pêches, les particuliers et les organismes impliqués dans la pêche commerciale et récréative de la localité, le public, et d'autres personnes qui connaissent les ressources halieutiques locales) afin de s'assurer que la sélection des espèces sentinelles, l'emplacement des filets, la période de capture, etc. se font dans des conditions optimales.

4. Le **personnel** chargé de la capture du poisson et des méthodes d'échantillonnage doit avoir une expérience reconnue dans ce domaine.

5. Il faut obtenir les **permis de pêche** auprès des organismes responsables des pêches de la localité.

6. Il faut tenir des **registres** documentés sur les méthodes opérationnelles utilisées, (par exemple, la grandeur des mailles des filets, la durée des échantillonnages, les emplacements, la fréquence des vérifications, etc.). Il se peut qu'Environnement Canada désire consulter ces registres avant de prendre une décision.

Bien que ce ne soit pas obligatoire, il est recommandé de fournir une estimation des prises par unité d'effort (PPUE) pour chaque zone d'échantillonnage (c.-à-d. le nombre de

poissons capturés par période, zone, filet, etc.). Cette estimation renseigne sur l'effort de pêche déployé dans les cas où il peut être difficile de prélever le nombre minimum de poissons requis.

Consultation des personnes-ressources du ESEE dans la région et mise en oeuvre sur le terrain

Si tous les critères ci-dessus sont respectés et que le consultant ou l'usine de pâtes et papiers a des difficultés à respecter les exigences minimales quant aux données de l'étude des poissons adultes, nous recommandons à ces derniers de consulter les personnes-ressources de l'ESEE dans la région après trois jours civils ou aux dates de consultation établies entre l'usine ou le consultant et la personne-ressource de l'ESEE afin de discuter des éventuelles solutions. Si la personne-ressource de l'ESEE n'est pas disponible, il faut communiquer avec le représentant suppléant de l'ESEE dans la région (qui sera désigné par l'agent régional de l'ESEE) ou exercer une des options ci-après, en utilisant son jugement professionnel et en discutant par la suite, avec la personne-ressource de l'ESEE de la région dès que possible.

Voici un aperçu des résultats et des options possibles après consultation de la personne-ressource de l'ESEE dans la région :

1. **Continuer** - Les conseils sur les situations suivantes dépendront des conditions particulières sur le site. Fixer des dates de consultation ultérieures, au besoin.

a) Absence d'espèces sentinelles dans la zone de référence :

- continuer avec les engins et les techniques actuels;
- continuer dans un autre zone de référence comme indiqué dans le plan de contingence;
- continuer dans la zone de référence actuelle en utilisant d'autres engins ou techniques et d'autres espèces sentinelles, tel qu'indiqué dans le plan de contingence.

b) Absence d'espèces sentinelles dans la zone exposée proche:

- continuer en utilisant les techniques et les engins de pêche actuels;
- continuer dans une autre zone exposée proche selon les indications du plan de contingence;
- continuer dans la zone exposée proche actuelle en utilisant des engins de pêche, des techniques ou des espèces sentinelles différents, selon les indications du plan de contingence.

c) Absence d'espèces sentinelles dans la zone de référence et les zone exposées proches :

- ♦ continuer dans d'autres zones, avec d'autres espèces sentinelles, engins de pêche et (ou) d'autres techniques, selon les indications du plan de contingence.

2. **Ne pas continuer** pour l'instant (décision dictée par des conditions dangereuses: conditions d'échantillonnage qui ne permettent pas la récolte de poissons (température, froid); engins de pêche alternatifs non disponibles; absence d'autres solutions alternatives exploitables (par exemple, il n'existe pas d'autres espèces sentinelles possibles, il est nécessaire de procéder à des études plus approfondies)) :
   - ♦ concevoir un nouveau plan d'échantillonnage en consultant la personne-ressource de l'ESEE dans la région;
   - ♦ recommencer à une date ultérieure en utilisant les zones, les engins, les espèces sentinelles et les techniques actuelles ou alternatives, mais sous des conditions plus favorables;
   - ♦ établir la date des consultations futures.

3. **Discontinuer** - Si l'on n'a pas capturé le nombre voulu de poissons, l'absence (ou la pénurie) de poissons sera considérée comme un résultat, lequel sera explicité dans les conclusions de l'étude en tenant compte de tous les facteurs déterminants possible. Si le nombre minimal de poissons n'est pas recueilli, cela pourrait entraîner une hausse de la variance estimée.

   La décision de poursuivre ou de ne pas poursuivre dépendra, d'abord et avant tout, de considérations de sécurité. Dans tous les cas, se rapporter au plan de contingence, au besoin, et établir des dates où se tiendront des discussions ultérieures. Les techniciens sur le site d'étude devraient parler directement à la personne-ressource de l'ESEE dans la région. Les espèces sentinelles doivent être présentés tant dans la zone de référence que dans la zone exposée proche. La mise en commun de données recueillies durant des saisons différentes n'est pas valide.

Exemples

Voici quelques exemples de méthodes de pêche qui ont permis de prendre des échantillons de poissons en fonction du temps. Ces exemples sont fournis afin d'aider les consultants durant l'élaboration et la mise en oeuvre de leur plan d'étude et d'indiquer les cas où il y a lieu de consulter la personne-ressource de l'ESEE dans la région qui a été désignée par Environnement Canada.

1. Indice de prise au filet des communautés côtières - "Nearshore Community Index Netting" (communautés de poissons d'eau douce chaude) : Les données sur deux lacs indiquent que 40 individus d'une de six espèces quelconques ont été capturés à l'aide de une à six installations en 24 heures. Le matériel utilisé comprenait un filet-trappe de

6 pieds sur 6 pieds. Les détails du processus sont fournis dans le FAU Update Issue 94-1.

2. Indice de prise au filet du littoral printanier - "Spring Littoral Index Netting" (communautés de poissons d'eau douce froide) : Les données sur 7 lacs indiquent que l'effort de pêche requis pour recueillir 40 touladis variait de 12 à 120 heures. Le matériel comprenait un jeu de filets maillants de 46 m, incluant trois panneaux de 15,2 m. Les détails du processus sont fournis dans le FAU Update Issue 94-2; toutefois, la grandeur de la maille devrait être pertinente et choisie selon les espèces sentinelles.

3. Filets maillants installés dans des systèmes d'eau douce : L'expérience a démontré qu'avec 4 panneaux de 50 m de filets, installés 24 heures sur 24 pendant 5 jours (soit l'équivalent de 24 000 mètres-heures d'effort), on pourrait recueillir 20 poissons de chaque sexe. Il faut assurer un bon déploiement des panneaux et déplacer ceux-ci afin de couvrir les secteurs habités par le poisson. La grandeur de la maille du filet devrait être pertinente et choisie selon la taille des espèces sentinelles.

4. Milieu marin : L'expérience a démontré que 48 heures de pêche au chalut à perche ou de pêche à la palangre avec des hameçons de diverses grosseurs ou d'autres méthodes, y compris des trappes (seules ou combinées), devraient fournir les 20 poissons de chaque sexe requis.

5. Pêche électrique (sur de vastes fleuves et rivières, en utilisant des appareils montés à bord d'embarcation) : des consultations menées auprès d'utilisateurs de ces techniques indiquent que l'on peut prendre tous les poissons requis dans une journée. Les méthodes efficaces comprennent la pêche au crépuscule ou durant la nuit, le passage dans le même secteur au moins trois fois et la production d'impulsions de courant intermittentes (puisqu'un champ électrique continu peut, de fait, éloigner le poisson).

6. Prises accessoires : Il peut être possible d'obtenir des échantillons à partir de pêches commerciales, de pêches de recherche ou d'autres formes de pêches dans des milieux d'eau douce ou des milieux marins. Le consultant doit faire en sorte que l'on respecte les conditions et les méthodes d'échantillonnage et fournir des documents à l'appui (assurance de la qualité et contrôle de la qualité).

Même si les techniques et les engins susmentionnés peuvent servir à pêcher une variété d'espèces de poissons, ces exemples ne sont pas exhaustifs, puisque chaque emplacement est unique en son genre. Les indications sont donc fournies à titre de suggestion. Les experts locaux peuvent fournir de plus amples conseils.

5.1.4 Alternatives à l'étude des poissons

Compte tenu de la diversité des problèmes et des situations aux différentes usines, il peut arriver que l'étude des poissons décrite ci-dessus ne convienne pas. Des méthodes alternatives sont en voie d'élaboration, et les usines pourraient y recourir si leurs dirigeants, les ARA et les consultants le jugent approprié et si elles respectent les critères de sélection établis par le Comité de gestion technique.

5.1.5 Analyse des données

5.1.5.1 Variables à mesurer

Pour chaque poisson adulte capturé, il faudra procéder à la mesure des variables suivantes (voir le tableau 5.1 pour plus d'information) :

1) longueur
2) poids total du poisson
3) poids du foie
4) âge
5) sexe
6) poids des gonades
7) grosseur des œufs/fécondité (estimée) pour les femelles matures

De plus, il faut procéder à des observations qualitatives de l'état externe de chaque poisson, en notant les anomalies évidentes, la présence de lésions et de parasites, l'incidence des tumeurs, etc. La figure 5.3 et le tableau 5.10 présentent une liste de vérification des échantillons pour l'examen physique des poissons.

Des structures pour la détermination de l'âge convenant à diverses espèces sentinelles ont été indiquées dans le tableau 5.9. La confirmation officielle de l'âge ne fait pas partie des exigences de l'EP, mais les méthodes de détermination de l'âge doivent être uniformes dans chaque zone d'échantillonnage et d'un cycle à l'autre, et il faut se conformer aux modalités d'AQ/CQ appropriées (p. ex., confirmation par une autre personne). Il est recommandé de conserver toutes les structures ayant servi à déterminer l'âge pour référence ultérieure.

5.1.5.2 Manipulation des données

Une fois les mesures sur le terrain et en laboratoire (y compris les opérations d'AQ/CQ) effectuées, on utilise comme unité de travail de base une matrice de données dont les colonnes indiquent la position des lieux (zones) et les rangées, les observations. Une copie des données sur support électronique devra être fournie à l'ARA. La première étape de

l'analyse des données consiste à vérifier les erreurs de transcription. Le fait de ne pas identifier ces erreurs peut rendre non valables les analyses subséquentes. Une fois que les données ont été entrées correctement, elles doivent être résumées. Les valeurs erronées ou aberrantes doivent être triées, et il faut ensuite procéder à l'évaluation de la normalité des données et à leur transformation.

5.1.5.3 Résumé et tri des données

Des techniques visuelles de tri, comme les diagrammes "Box and Whisker Plots" et les diagrammes "Stem-and-Leaf" peuvent être utilisées pour identifier les valeurs extrêmes (données aberrantes réelles ou erreurs de saisie). La plupart des logiciels statistiques comportent des modules capables de produire des résumés graphiques et statistiques appropriés. Il est également utile de résumer les données en calculant la moyenne et l'écart-type (ET) de chaque variable séparément pour la zone de référence et pour la zone exposée à l'effluent. Ces résumés statistiques sont habituellement nécessaires pour la présentation des données, et les valeurs qui sont anormalement élevées ou faibles peuvent indiquer des erreurs. Les valeurs extrêmes ou aberrantes ne devraient pas être supprimées sauf si elles correspondent à des erreurs évidentes d'échantillonnage, de mesure ou d'entrée de données (Grubbs, 1969; Green, 1979), parce qu'il en résultera une perte de la puissance statistique de l'EP. Les valeurs extrêmes devraient plutôt être identifiées dans le rapport et leur effet sur les résultats devrait être déterminé au moyen d'une seconde analyse des données sans les valeurs extrêmes.

5.1.5.4 Évaluation de la normalité et de l'égalité de la variance

Généralement, les données sont soumises à des tests pour déterminer si elles satisfont aux hypothèses de normalité et d'homogénéité de la variance avant l'application des procédures paramétriques. Il serait bon de noter cependant que la plupart des méthodes statistiques à variable unique fondées sur une distribution normale sont très robustes lorsqu'il y a écart modéré par rapport aux hypothèses, à l'exception des échantillons de grandeur très petites (degré de liberté < 10 pour l'erreur) et inégales ou des tests unilatéraux (Harris, 1975). Pour obtenir plus de conseils sur la question des hypothèses et la transformation des données, le responsable devrait consulter Green (1979; section 2.3.9, pp. 44-63). Klemm *et al.* (1990) et Gibbons *et al.* (1993) ont décrit des méthodes d'essai formelles pour les variables uniques. On peut se servir du tracé des probits pour évaluer la normalité. Si la non-linéarité du tracé n'est pas évidente, il est peu probable que l'écart par rapport à la normalité soit suffisamment important pour poser des problèmes.

Analyse des données résiduelles

La méthode préférée d'examen des données résiduelles consiste à utiliser des méthodes graphiques plutôt que des tests formels pour évaluer la normalité et l'égalité de la variance. Day et Quinn (1989) conseillent en fait de ne pas utiliser les tests formels. Miller (1986) traite de ce sujet de façon intéressante. Draper et Smith (1981) examinent les diverses méthodes d'analyse des données résiduelles, et particulièrement les données résiduelles des régressions. La plupart des logiciels de statistiques comprennent des modules pour l'examen des données résiduelles. Ces méthodes sont généralement graphiques mais il existe aussi des statistiques de diagnostic. Le principal avantage de ces méthodes, comparativement aux tests formels, est qu'elles permettent de caractériser la cause des écarts par rapport à la normalité ou à l'égalité des variances.

Figure 5.3 Morphologie du poisson

Poisson composite

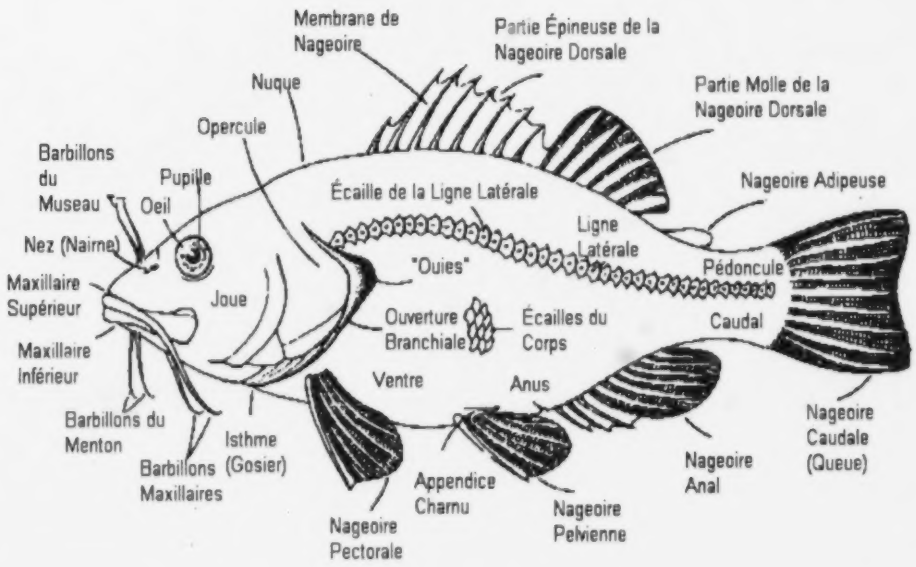


Tableau 5.10 Liste de vérification pour l'examen physique des poissons[1]

Date :
Emplacement :
N° de contrôle :
Méthode d'échantillonnage :
Consignataire :
Espèce :
Longueur (mm) Standard :
Total :
À la fourche :
Poids (g) : Frais :
Gonades :
Foie :
Sexe :
Échantillons de tissus :

[1]Adapté de Hunn, 1988

FORME DU CORPS
- Normale
- Émaciée
- Tronquée
- Scoliose
- Lordose

SURFACE DU CORPS
- Normale
- Écailles soulevées
- Tuméfié
- Lésions
- Excès de mucus
- Écailles réorientées
- Tumeurs
- Parasites
- Plaies (lamproies)

LÈVRES ET MAXIMILLAIRES
- Normales
- Déformées
- Tumeurs

MUSEAU
- Normal
- Tête de dogue

ISTHME
- Normal
- Élargi
- Hémorragique

YEUX
- Normaux
- En boule de loto ("popeye")
- Cornée trouble
- Absence d'yeux
- Cristallin déformé
- Parasites sur le cristallin
- Cataracte du cristallin

NAGEOIRES
- Normales
- Effrangées - érodées
- Parasites
- Hémorragiques
- Bulles de gaz

NAGEOIRES ÉRODÉES
- Dorsale
- Pectorale
- Pelvienne
- Anale
- Caudale

CAVITÉ BRANCHIALE
- Normale
- Tumeurs
- Parasites

LÉSIONS (emplacement)
- Nageoires
- Tête
- Yeux
- Bouche
- Pédoncule
- Ventre
- Dos
- Côtés

AUTRES OBSERVATIONS

BARBILLONS
- Normaux
- Déformés
- Absence

BRANCHIES
- Normales
- Rouge vif
- Brunes
- Bulles de gaz
- Parasites

OPERCULE
- Normal
- Incomplet

CONDITION SEXUELLE
- Gravide

5.1.5.5 Transformation des données

Même si les procédures statistiques sont robustes lorsqu'il y a écart par rapport à la normalité et (ou) à l'égalité des variances, il est souvent possible de réduire ces écarts grâce à des transformations appropriées des données originales (Green, 1979). La loi de la puissance de Taylor (Taylor, 1961), qui examine la relation entre les moyens de traitement et les variances, peut servir à déterminer les transformations spécifiques pour normaliser les données ou homogénéiser les variances (Green, 1979). Cependant, la plupart des mesures biologiques se font selon des échelles logarithmiques ou exponentielles (Peters, 1983), et, en pratique, on préfère la transformation logarithmique à d'autres transformations (p. ex., racine carrée, valeur inverse, racine quatrième, etc.), car elle est plus compréhensible et significative du point de vue biologique.

5.1.6 Paramètres des poissons

5.1.6.1 Principaux paramètres des poissons et estimation de la variabilité

Les variables figurant en 5.1.5.1 serviront à obtenir les caractéristiques suivantes des poissons :

- croissance : taille (longueur et poids) selon l'âge;
- investissement reproducteur: poids des gonades (selon le poids corporel et la longueur), fécondité (selon le poids corporel et la longueur), âge à maturité;
- structure d'âge : âge adulte moyen;
- réserves énergétiques : condition (poids corporel selon la longueur), poids du foie (selon le poids corporel et selon la longueur).

Les différences observées selon le sexe dans le taux de croissance, le poids corporel, la taille des gonades et la taille du foie sont communes en raison des différences dans les besoins énergétiques généraux entre les mâles et les femelles. Par conséquent, il est recommandé de traiter séparément selon le sexe tous les paramètres pour l'estimation de la variabilité. Il ne faut pas mêler non plus les poissons immatures et les poissons matures pour les analyses.

La plupart des paramètres, à l'exception de l'âge moyen et de l'âge à maturité, sont des estimations par régression d'une variable sur une autre à l'aide de l'analyse par covariance (ANCOVA) (tableau 5.11). L'ANCOVA combine les caractéristiques de l'analyse de variance et de régression et peut servir à comparer les régressions parmi plusieurs classifications (c.-à-d. les zones d'échantillonnage) (Snedecor and Cochran, 1980). Pour

obtenir une estimation de la variance des paramètres des poissons en présence d'échantillons d'assez grande taille, on doit se servir de l'erreur quadratique moyenne (EQM; variance du modèle, s^2 [= ET^2 des données résiduelles de la régression]) du modèle ANCOVA.

Les hypothèses de l'ANCOVA sont :

- les pentes des droites de régression sont égales d'une zone à l'autre;
- la variable indépendante (covariable) est fixée et mesurée sans erreur;
- la relation a la forme spécifiée (linéaire);
- les données résiduelles sont distribuées de façon normale et indépendante, avec une moyenne zéro et une variance commune.

Il arrive souvent que la variable indépendante ne soit pas fixée comme le veut l'hypothèse; Draper et Smith (1981) discutent des conséquences de cette violation d'hypothèse. Pour l'EP, il est probable que cela posera des problèmes seulement lorsque l'étendue de la variable indépendante sera très petite. On peut vérifier l'hypothèse de la relation linéaire entre les échantillons par des observations multiples effectuées pour différentes valeurs de la variable indépendante; cela est possible pour des variables discontinues comme l'âge, mais ça ne l'est pas pour des variables indépendantes continues comme le poids corporel.

Certains sont d'avis que l'étendue de la variable indépendante devrait être environ la même pour chaque « traitement » (zone). En pratique, cette exigence sera difficile à respecter, mais, lorsqu'elle ne sera pas respectée, on devra tenir compte de son non-respect au moment d'interpréter les résultats. Certains considèrent aussi qu'il est nécessaire que l'étendue de la variable indépendante soit « compacte » pour permettre d'éviter les difficultés suscitées par les valeurs aberrantes de la variable indépendante lorsqu'il y a une certaine non-linéarité dans la relation.

Pour une meilleure compréhension de la marche à suivre, voici une brève description de l'application de l'ANCOVA à la détermination de la taille selon l'âge.

Taille selon l'âge

Les taux de croissance sont souvent exprimés par la relation entre la taille (poids ou longueur) et l'âge. Pendant toute la durée de vie d'un poisson, cette relation est généralement curviligne, le taux d'accroissement déclinant à mesure que le poisson approche de la limite de sa durée de vie (Ricker, 1975). Puisque, dans le cadre de l'EP standard, on ne prélève que des poissons adultes, il n'est pas possible de calculer les taux de croissance habituels. Néanmoins, aux fins de l'EP, la croissance des poissons peut être déduite des estimations de la taille selon l'âge déterminées pour chaque zone au moyen de

l'ANCOVA. Ce calcul suppose que la relation entre la taille et l'âge d'un poisson adulte est à peu près linéaire (log de la taille selon log de l'âge) (Bartlett *et al*, 1984).

L'estimation de la taille selon l'âge se fait par calcul de la relation de régression entre les dimensions du corps (poids ou longueur) et l'âge pour chaque zone d'échantillonnage (référence et zone exposée proches). Il est recommandé de se servir à la fois de la longueur et du poids pour calculer la taille selon l'âge afin de déterminer lequel de ces paramètres fournit la meilleure correspondance et la régression la plus serrée. On peut ensuite utiliser l'analyse de la covariance (ANCOVA) pour comparer les régressions séparées entre le poids corporel (variable dépendante Y) et l'âge (covariable X).

Comme nous l'avons déjà mentionné, l'une des hypothèses de l'ANCOVA est que les pentes des droites de régression calculées pour chacune des zones sont égales. Il est donc nécessaire de déterminer les différences dans les pentes (décrites par le terme d'interaction âge*zone tiré de l'ANCOVA) entre les zones. Lorsque la différence entre les pentes n'est pas significative, cela indique que les droites de régression sont parallèles, c.-à-d. que le gain en poids en fonction de l'âge est similaire dans les deux zones. La prochaine étape consiste à appliquer le modèle d'ANCOVA et à vérifier les différences au niveau des ordonnées à l'origine (hauteur) pour déterminer si les poissons sont proportionnellement plus lourds à tout âge dans une zone, comparativement à une autre. Bien que cela soit peu commun, il est possible que les pentes des régressions puissent être différentes, c.-à-d. que les poissons gagnent plus de poids avec l'âge (pente plus forte) dans une zone que dans l'autre. Dans ce cas, il serait bon de tracer séparément les droites de régression pour pouvoir mieux comprendre la relation taille-âge dans chaque zone sur toute la plage des données (p. ex., où se coupent les droites?).

L'objet de l'EP du premier cycle ESEE était d'obtenir une estimation de la variance des paramètres, et, pour ce faire, le meilleur moyen consistait à utiliser l'erreur quadratique moyenne (EQM) du modèle d'ANCOVA. Lorsque l'hypothèse de l'égalité des pentes n'est pas satisfaite et que la gamme des âges est semblable d'une zone à l'autre, il n'est pas nécessaire de calculer l'EQM, car il a été démontré que la taille minimale de l'échantillon suffit pour déceler les différences entre les zones.

Tableau 5.11 Définition des paramètres des poissons utilisées pour l'étude des poissons (tiré de Gibbons *et al.*, 1992)

Paramètre	Variable dépendante (Y)	Covariable (X)
Âge	Âge (log)	Aucune
Taille selon l'âge	Poids corporel et longueur (log)*	Âge (log)
Condition	Poids corporel (log)	Longueur (log)
Poids des gonades	Poids des gonades (log)	Poids corporel et longueur (log)*
Fécondité	Nombre d'oeufs/femelle (log)	Poids corporel et longueur (log)*, et âge
Poids du foie	Poids du foie (log)	Poids corporel et longueur (log)*

* Le poids et la longueur devraient être utilisés comme estimation de la taille pour le calcul du taux de croissance et comme covariable pour l'analyse du poids des gonades, de la fécondité et du poids du foie (voir le texte).

Condition, fécondité, poids des gonades et poids du foie

Une démarche semblable à celle décrite pour la grandeur selon l'âge peut être utilisée pour l'estimation de la variabilité de la conditon des poissons entre les différentes zones. Dans ce cas, la condition est définie comme étant la relation entre le poids et la longueur du poisson (tableau 5.10) et exprime essentiellement l'état plus ou moins « gras » du poisson dans chaque zone. La même procédure peut s'appliquer pour la fécondité, le poids des gonades, le poids des œufs et le poids du foie, le poids du corps et la longueur (voir ci-dessus la discussion sur le calcul de la taille selon l'âge) servant de covariable pour corriger toute différence dans la taille et être en mesure de placer les variables sur une échelle relative (tableau 5.10).

Âge moyen

Le calcul de l'âge moyen sert à fournir une approximation de la distribution selon l'âge des poissons adultes prélevés dans chacune des zones. On peut estimer la variabilité de l'âge moyen des poissons grâce à l'analyse de la variance (ANOVA). L'EQM tirée du modèle est la meilleure estimation de la variabilité.

Âge à la maturité

L'âge à la maturité est un paramètre souvent utilisé dans les sciences halieutiques; cependant, rares sont les méthodes de calcul qui comportent une mesure du niveau de confiance statistique ou de la variabilité. Par conséquent, il est conseillé de procéder à l'estimation de l'âge à la maturité en utilisant une analyse traditionnelle des probits, analogue à celle de la détermination des CL_{50}, dans les tests de toxicité. En déterminant la proportion (%) d'individus sexuellement matures dans chaque classe d'âge adulte, et après conversion de ces données en probits (ou tracé de ces données sur le papier probit), on obtient une relation représentée par une droite (probit sur log de l'âge), qui permet d'estimer l'âge là où 50 % des poissons échantillonnés sont sexuellement matures. On peut obtenir une estimation de la variabilité de l'âge à la maturité entre les poissons à partir de la pente de la droite. La pente estime le rapport : 1/écart-type (ET). Par conséquent, l'écart-type est estimé par le rapport : 1/pente. Au cours des cycles ultérieurs, les limites de confiance peuvent être calculées sous forme d'estimations de la précision et de comparaisons statistiques des valeurs pour chaque zone. La plupart des logiciels de statistiques peuvent convertir les pourcentages en probits, et il existe plusieurs petits logiciels conçus pour effectuer l'analyse CL_{50}/probits et générer des limites de confiance. Pour plus de renseignements sur l'analyse par la méthode des probits, voir Hubert (1980). Pour connaître les facteurs à considérer dans l'utilisation de la méthode des probits et d'autres méthodes en vue d'estimer l'âge à la maturité, consulter Trippel et Harvey (1991).

Étant donné la nature préliminaire du premier cycle de l'EP, et en l'absence de données existantes, il est probable que la possibilité d'estimer la variance de l'âge à la maturité dépendra du hasard pour certaines populations, c.-à-d. qu'il est possible que les poissons capturés dans une zone soient tous matures ou tous immatures. Cela est particulièrement vrai pour les méthodes de capture qui dépendent en grande partie de la taille du poisson (p. ex., au filet maillant). Dans ces cas, il n'est pas possible d'obtenir une estimation de l'âge à la maturité (ou de la variabilité associée). Au cours des cycles ultérieurs, on pourra concevoir un échantillonnage pour cerner la gamme des classes d'âge et des tailles auxquelles les poissons atteindront probablement la maturité.

5.1.6.2 Utilisation des indices

Divers indices ont été utilisés en biologie halieutique pour décrire l'état général du poisson (Bolger et Connolly, 1989). Beaucoup de ces indices ont été obtenus par calcul du rapport d'une variable sur une autre. Voici des exemples de quelques indices courants :

- coefficient de condition(k) = 100 (poids corporel/longueur^3)

- indice gonadosomatique (IGS) = 100 (poids des gonades/poids corporel)
- indice hépatosomatique (IHS) = 100 (poids du foie/poids corporel).

De façon générale, les chercheurs sont devenus très prudents lorsqu'ils utilisent des variables calculées et des rapports parce que ces variables et ces rapports supposent certaines relations entre les variables qui n'existent pas nécessairement et qu'ils peuvent avoir des propriétés statistiques inhabituelles ou indésirables (Green, 1979; Cone, 1989; Jackson *et al.*, 1990). Bien que ces indices puissent être utilisés à des fins de présentation, il est statistiquement préférable d'estimer (et d'analyser) les paramètres fondés sur des régressions calculées pour des variables originales (p. ex., ANCOVA) plutôt que pour des rapports (Gibbons *et al.*, 1993).

5.1.7 Variabilité et taille de l'échantillon

Les équations de définition de la puissance permettent d'utiliser la variabilité estimée d'un paramètre particulier pour calculer la taille appropriée de l'échantillon (nombre de poissons) requise pour déceler un ordre de grandeur donné d'effet sur ce paramètre. Cette information peut être utile au moment de la conception de l'étude des cycles subséquents.

Pour les comparaisons spatiales avec répétition égale, l'équation de puissance tirée de Green (1989) prend la forme suivante :

$$n = 2 (t_{\alpha(2)} + t_{\beta})^2 (ET/\delta)^2$$

où :

n = nombre d'échantillons;
ET = écart-type de l'échantillon (ou √EQM des modèles ANOVA ou ANCOVA);
δ = valeurs spécifiques de la taille de l'effet (entre la zone de référence et la zone exposée proche);
$t_{\alpha(2)}$ (test bilatéral) and t_{β} (test unilatéral) = valeurs critiques du test t de Student (étant donné une probabilité d'erreur α de type I et une probabilité d'erreur β de type II- tirées des tables de Student avec 2(n-1) degrés de liberté).

L'équation ci-dessus sert à calculer la taille exacte des échantillons au moyen des valeurs t et d'une résolution itérative. On peut utiliser une équation plus simple qui remplace les valeurs t par des valeurs Z (écarts normaux standards) (Allredge, 1987; Snedecor et Cochran, 1980) :

$$n \geq 2 (Z_{\alpha(2)} + Z_{\beta})^2 (ET/\delta)^2 + 0.25Z_{\alpha(2)}^2$$

Cette formule est une approximation de l'équation faisant appel aux valeurs t et n'exige pas de résolution itérative. Le membre $0,25Z_{\alpha}^2$ est un facteur de correction qui tient compte de l'utilisation des valeurs Z au lieu des valeurs t. Les autres membres sont les mêmes que ceux qui sont décrits pour l'équation de puissance faisant appel aux valeurs t.

Une erreur de type I est la probabilité (α) de conclure faussement qu'il y a un effet ou une différence lorsqu'il n'y en a pas; elle représente le risque pour l'usine. Une erreur de type II est la probabilité (β) de conclure faussement qu'il n'y a pas d'incidence ou de différence alors qu'il y a un effet réel de grandeur δ; elle représente le risque pour l'environnement (ou pour la population de poissons). La puissance ($1-\beta$) de la comparaison, pour toute valeur δ, est la probabilité de déceler une différence réelle d'une grandeur déterminée.

Étant donné la taille de l'effet cible (δ) de 20 à 30 % et les valeurs précisées pour α et β, on peut trouver la valeur *n* pour déterminer l'effort d'échantillonnage requis pour déceler un effet de l'ordre de grandeur fixé. Lorsqu'on ne dispose pas d'information sur les coûts des erreurs de type I ou de type II, il est difficile de préciser les valeurs acceptables de α et de β. Dans le présent document, on a établi que $(1-\beta) = 0,80$ pour maintenir une puissance relativement élevée (c.-à-d. que la probabilité de déceler une différence sera de 80 %). Par convention, la valeur de α est fixée à 0,05, ce qui donne un test prudent qui exige un nombre d'échantillons plus élevé que si $\alpha = 0,10$, mais qui comporte un risque d'erreur de type I moins élevé pour l'usine.

Pour obtenir de l'information plus détaillée au sujet de l'analyse de la puissance statistique, il est conseillé de consulter Skalski et McKenzie (1982), Bernstein et Zalinski (1983), Allredge (1987), Green (1989) et Peterman (1990). Goldstein (1989) passe en revue les programmes informatiques d'analyse de la puissance. Le rapport final du Groupe d'experts de l'étude des poissons fournit également de l'information ayant trait à la conception d'échantillonnages statistiques et à l'analyse de la puissance.

5.1.8 Rapport

La Section qui suit présente une liste des éléments à considérer pour le rapport sur l'étude des poissons.

AQ/CQ de l'étude des poissons

On donne ci-dessous une description des critères d'AQ/CQ pour les composantes spécifiques de l'étude des poissons. Les éléments d'AQ/CQ qui suivent sont appropriés pour l'étude des poissons et peuvent également s'appliquer au prochain cycle de l'étude de suivi. La majeure partie de l'information qui suit a été extraite d'Environnement Canada et Pêches et Océans Canada (1993) ainsi que de Gibbons *et al.* (1993). Les renseignements portent principalement sur la conception de l'étude, l'échantillonnage sur le terrain, la préparation des échantillons et les analyses en laboratoire, les analyses des données et la présentation de rapports.

Conception de l'étude

Avant sa mise en œuvre, l'étude prévue devrait être examinée et approuvée par le chercheur, le chargé de la réglementation et un expert dans le domaine (p. ex., un biométricien). L'examen doit permettre d'évaluer :

- l'efficacité de l'étude quant à l'atteinte des objectifs;
- le choix des espèces sentinelles appropriées;
- les éléments statistiques contenus dans l'étude (y compris la puissance statistique si on dispose de données historiques sur les pêches);
- les éléments techniques du plan d'étude (p. ex., les zones et lieux d'échantillonnage, la fréquence, la date et les méthodes de capture);
- la faisabilité globale de l'étude proposée (au point de vue technique, logistique, statistique, économique, etc.) en tenant compte des modifications appropriées ou des plans alternatifs (si nécessaire) permettant d'atteindre les objectifs de l'étude.

Échantillonnage sur le terrain

Il s'agit de la première étape de collecte de données. Les méthodes d'AQ/CQ pour l'étude des poissons devraient être mises en œuvre dès l'application du plan d'étude et être suivies scrupuleusement pour assurer le maintien d'une grande qualité des données. Un plan d'AQ/CQ pour l'échantillonnage sur le terrain peut comporter une multitude de composantes, parmi lesquelles on peut citer les suivantes :

- Il faut initier et maintenir le contact avec les organismes gouvernementaux et administratifs de l'endroit (p. ex., pour les permis de pêche, les dates et lieux de capture des poissons, etc.).
- Tout le personnel prenant part à l'échantillonnage sur le terrain devrait avoir l'instruction et (ou) la formation voulues.
- Toutes les mesures de sécurité doivent être identifiées, comprises et acceptées.
- Les méthodes et le matériel de capture des poissons doivent être adaptés au plan d'eau et à l'espèce sentinelle visés.
- Description de l'habitat, y compris les éventuels facteurs modificateurs (profondeur de l'eau et débit, oxygène dissous, température, classification du substrat, salinité, conductivité, etc. et signes de pollution tels que décoloration, odeur, et résidus).
- Date et heure de la capture
- Les méthodes de capture doivent être uniformes tout au long de l'étude.
- Emplacement des sites d'échantillonnage et de capture des poissons; photographie des lieux de capture.
- Nombre d'espèces sentinelles et d'autres espèces capturées par lieu de capture
- Estimation du nombre de prises par unité d'effort.
- Les échantillons provenant des poissons (p. ex., ovaires, éléments indicateurs de l'âge, contenu de l'estomac) doivent être placés dans des contenants appropriés.
- Il faut utiliser les agents de préservation ou de fixation appropriés (p. ex., ovaires à congeler ou placer dans le formol; contenu stomacal dans le formol).
- Tous les échantillons doivent porter les étiquettes appropriées.
- Toutes les mesures doivent être effectuées à l'aide du matériel pertinent avec une justesse et une précision acceptables (il faudrait donner des détails à ce sujet).
- Les appareils devraient être étalonnés et maintenus en bon état de fonctionnement (les données enregistrées et les méthodes devraient être indiquées).
- Les notes détaillées prises sur le terrain devraient être consignées dans un cahier.
- Les procédures détaillées pour la transmission des échantillons et les notes de laboratoires devraient être consignées dans un cahier.

Préparation des échantillons et analyses en laboratoire

Une grande partie de l'information est recueillie sur le terrain, mais certaines variables, comme celles concernant la fécondité, la taille des œufs et l'âge, sont généralement déterminées plus tard en laboratoire. Pour chaque mesure, le but premier du programme d'AQ/CQ est de s'assurer de la justesse et de la précision des données. Pour les mesures, il faut tenir compte des principes suivants :

- Tout le personnel engagé dans la préparation des échantillons et les analyses devrait avoir une instruction ou une formation appropriées.
- Les mesures devraient être effectuées à l'aide de protocoles et de méthodes reconnus, avec documentation à l'appui; tous les appareils doivent être étalonnés entretenus correctement (dossiers et méthodes disponibles).
- Consigner les mesures effectuées sur les poissons pour chaque espèce sentinelle.
- Indiquer la présence de tumeurs, de lésions ou de parasites externes, etc.
- Indiquer s'il y a des signes de parasitisme.
- Consigner les données de fécondité, y compris les méthodes et la précision du sous-échantillonnage (s'il y a lieu).
- Consigner les données de détermination de l'âge, y compris les méthodes et la validation des estimations.
- Il faudrait tenir des dossiers décrivant l'échantillon, les mesures et le personnel responsable. Le moins de personnes possible devraient effectuer une mesure donnée, de façon à conserver une certaine uniformité et à réduire les risques d'erreur (particulièrement pour la détermination de l'âge).
- Si un sous-échantillonnage est nécessaire (p. ex., pour la fécondité, la taille des œufs ou encore l'analyse du contenu de l'estomac), l'information décrivant l'efficacité et la justesse de la technique de sous-échantillonnage devrait être présentée avec la documentation à l'appui. Cette information devrait également être utilisée pour calculer (si nécessaire) les facteurs de correction ou d'échelle, de façon à pouvoir réduire au minimum les effets de possibles différences confondantes dans les méthodes et le rendement. Cela est particulièrement vrai dans des situations où différents niveaux d'effort sont utilisés pour déterminer la valeur d'une variable pour différents poissons (p. ex., pour le tri du contenu stomacal, il sera peut-être nécessaire de constituer des sous-échantillons à partir d'échantillons complets, de grande taille, alors que le tri sera possible à 100 % dans le cas d'échantillons plus petits).
- Toutes les données doivent être vérifiées. Par exemple, les mesures comme celles de la fécondité et de la grosseur des œufs devraient être faites en double pour s'assurer de leur justesse et de leur fidélité. Les estimations de l'âge devraient être vérifiées par un

expert reconnu. L'analyse du contenu stomacal (particulièrement des poissons benthiques) doit être vérifiée par un expert bien informé. L'efficacité du tri du contenu stomacal devrait être vérifiée par un autre tri d'un sous-échantillon représentatif (p. ex., 10-20 %) de façon à pouvoir déterminer le pourcentage d'animaux omis.

- Les clés taxonomiques et la littérature utilisées pour la caractérisation des organismes benthiques ainsi que l'identification des proies des poissons (analyse du contenu stomacal) devraient être indiquées, accompagnées des références pertinentes.
- Les échantillons d'archives et les spécimens témoins sont précisés.
- Les notes relatives à la préparation de l'échantillon et aux travaux en laboratoire sont consignées en détail dans un cahier à reliure.

Analyse des données

Parmi les éléments critiques d'AQ/CQ concernant l'analyse des données, on peut citer la vérification et la validité des données, la répétabilité et la solidité des analyses statistiques, ainsi que la rigueur et la justification des analyses. La validation et la vérification des données dépendent en grande partie de l'efficacité des méthodes d'AQ/CQ lors de l'échantillonnage sur le terrain, de la préparation des échantillons et des analyses en laboratoire (voir ci-dessus). Cependant, d'autres éléments interviennent dans la vérification des données et les analyses :

- emploi de techniques de sélection visant à déceler les erreurs de transcription, les valeurs aberrantes et d'autres points de données « suspects »;
- sommaires sous forme de tableaux de la moyenne et de l'écart-type des mesures des poissons (voir le tableau 5.12 par exemple);
- résultats d'évaluations d'hypothèses relatives à la normalité et à l'homogénéité de la variance;
- registre de la transformation utilisée;
- estimations de paramètres de variabilité (EQM DE L'ANOVA, EQM DE L'ANCOVA, ET pour l'âge à la maturité);
- exigences calculées quant à la taille de l'échantillon pour chaque paramètre;
- sommaire indiquant l'atteinte des objectifs de qualité des données et le respect des procédures opérationnelles standardisées et, s'il y a lieu, identification des problèmes liés à l'AQ et au CQ, tant en laboratoire que sur le terrain;
- présentation de toutes les données brutes dans une annexe et sur des fichiers informatiques de données d'archives pendant une période approuvée après la publication des résultats des analyses dans un rapport, pour permettre la reproduction des analyses et des résultats;
- description claire et détaillée des méthodes employées pour les analyses;

- vérification confirmant que les logiciels statistiques utilisés produisent les mêmes sorties et résultats que d'autres logiciels;
- évaluation de la robustesse des analyses (c.-à-d. que les résultats et les conclusions doivent être semblables, que les valeurs aberrantes soient inclues ou non et que des transformations aient été effectuées ou non, etc., l'objectif étant de s'assurer que les résultats ne sont pas dus à une manipulation ou à une hypothèse avant ou pendant les analyses);
- tenue de notes détaillées sur les analyses des données de l'étude.

Présentation des rapports

Le rapport doit fournir les références pour toute information pertinente concernant l'étude et évaluer et interpréter les résultats. Les rapports d'AQ/CQ devraient porter sur les éléments suivants :

- erreurs d'édition, de grammaire, d'épellation et de saisie de données;
- cohérence du format et intégralité de chaque section;
- manipulation et présentation des données (vérification des entrées, valeurs manquantes, méthodes, données de CQ);
- toutes les méthodes (capture, préparation, laboratoire, analyses);
- présentation détaillée de l'information pertinente (y compris les notes prises sur le terrain, les cartes, la position exacte des sites, etc.);
- changements dans le protocole, la conception de l'étude ou d'autres composantes de l'étude;
- justesse des analyses, faisabilité des recommandations;
- toute la documentation d'AQ/CQ incluse dans le rapport (sous forme d'annexe);
- toutes les données brutes en annexes;
- le rapport de l'étude complétée.

Tableau 5.12 Forme suggérée de présentation des paramètres (A) et des régressions résultantes (B) requis pour l'analyse de l'étude des poissons. Il faut indiquer la différence en pourcentage entre le site exposé et le site de référence. La signification statistique doit être indiquée sous la forme d'une valeur p.

A. Sommaire du paramètre

Espèce	Sexe	Paramètre	Site de référence		Site exposé		Diff. en %	Sign. stat.
			Réf. (n)	Site de référence Moyenne et écart-type	Exp. (n)	Site exposé Moyenne et écart-type		

B. Analyses de régression

Espèce	Sexe	Régression	Réf. (n)	Site de réf. Moy. ajust.	Exp. (n)	Site exp. Moy. ajust.	Diff. en%	Sign. stat.	Interax. sign.

5.2 Analyses de tissus : congénères de la dioxine et du furanne chlorés

Les usines qui utilisent ou ont utilisé le blanchiment au chlore peuvent devoir analyser les congénères de la dioxine et du furanne chlorés dans les tissus des parties consommables des poissons si, les dioxines et les furannes sont un enjeu pour le milieu récepteur (voir figure 5.4).

Il faut effectuer des analyses, à moins que les usines puissent démontrer que :

1) les concentrations de dioxines mesurées au cycle précédent étaient inférieures aux limites fixées dans les lignes directrices concernant la consommation ou il n'existe pas d'indication ni d'interdiction de pêcher fondée sur la contamination par des dioxines et des furannes pour quelque espèce ou quelque tissu que ce soit dans le milieu où se déverse l'effluent

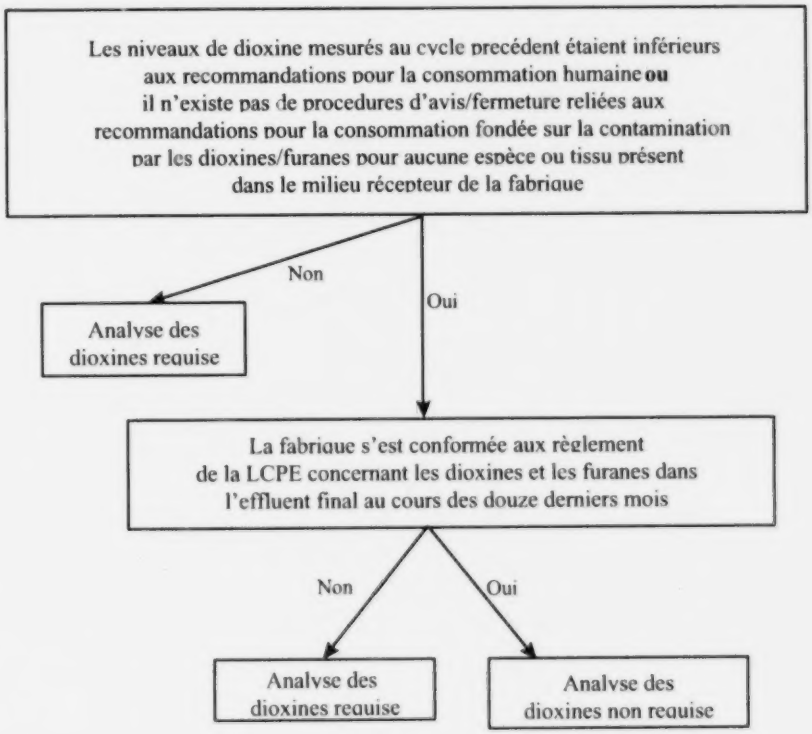
et

2) elles ont respecté la réglementation en vertu de la LCPE relative aux concentrations de dioxines et de furannes dans l'effluent final au cours des 12 mois précédents.

Les espèces choisies pour les analyses et la partie du poisson constituant la partie consommable sont déterminées en fonction de chaque site. Aux emplacements où les concentrations de dioxines mesurées s'approchent de la recommandation suggérée et où il n'y a pas d'autres données ou programmes de support, l'ARA peut exiger que l'analyse des dioxines soit inclus dans le cycle suivant de l'ESEE. Lorsque les usines sont déjà engagées dans des programmes de surveillance des concentrations de dioxines et de furannes dans les tissus du poisson en conformité avec d'autres exigences fédérales ou provinciales, le programme existant est reconnu s'il est conforme aux exigences de performance indiquées à la section 5.2.2. Les données recueillies à des fins autres que le programme de l'ESEE peuvent être utilisées si:

- elles ont été recueillies après la fin du cycle précédent;
- elles respectent les exigences minimales de l'AQ/CQ décrites dans la section 5.2.2;
- elles satisfont aux exigences du plan d'échantillonnage (i.e., homogénat de 10 poissons) et sont accompagnées de données et d'information de support dans le rapport de l'ESEE.

Figure 5.4 Arbre de décision - dioxines et furannes



5.2.1 Collecte et préparation des échantillons de tissus

Aux fins de l'analyse on utilisera des échantillons composites de 10 individus d'une espèce et d'un sexe (mâle ou femelle) donnés provenant de la zone exposée proche et de la zone de référence. Dans la mesure du possible, l'échantillon composite devrait être formé d'individus du même sexe; autrement, le sexe de chaque poisson formant cet échantillon doit être indiqué. Les poissons prélevés devraient être des adultes. Le choix de l'espèce de poisson destiné aux analyses et de la portion des individus constituant la portion comestible est propre à chaque site. La préférence devrait être accordée à une espèce ayant une grande importance commerciale ou sportive. Dans les zones marines, il faut prélever des homards ou des crabes, s'il y en a. Chez ces crustacés, le tissu qu'il faut prélever est l'hépatopancréas. Si l'on ne peut capturer de poissons (crustacés) commerciaux ou sportifs, on peut utiliser une espèce ayant déjà fait l'objet d'une surveillance. Si une espèce alternative est utilisée, on doit justifier ce choix dans le rapport. La longueur, le poids, le sexe et l'âge (si possible) des poissons formant l'échantillon composite devraient être comparables entre la zone de référence et la zone exposée. Les valeurs de ces paramètres devraient être consignées.

Les tissus prélevés aux fins d'analyse devraient être manipulés de manière à éviter leur contamination par des substances organiques provenant notamment du carburant utilisé pour faire fonctionner l'embarcation servant à l'étude. Dans le cas des poissons, les parties comestibles (filets) devraient être enlevées, dépecées et désossées en laboratoire à l'aide d'un couteau rincé à l'hexane, puis congelées après avoir été enveloppées de papier d'aluminium également rincé à l'hexane. Chaque échantillon composite devrait être constitué au minimum de 50 g (poids humide) de tissus. Chaque échantillon devrait être clairement étiqueté et expédié au laboratoire d'analyse pour la production des données requises.

Dans le cas des mollusques, il faudrait prélever des parties molles entières, et il peut être nécessaire de prélever des tissus composites sur plus de dix spécimens pour obtenir un échantillon composite d'un poids acceptable. Dans le cas des homards ou des crabes, il faudrait prélever des tissus comestibles (muscles et hépatopancréas). Les échantillons devraient être manipulés de la même manière que ceux des poissons, tel qu'indiqué ci-dessus.

Un échantillon composite d'au moins 50 g devrait être fourni au laboratoire. Les échantillons composites doivent être constitués de tissus de poids égal provenant de chaque individu capturé. Les échantillons doivent être homogénéisés, et il faut prélever un sous-échantillon pour l'analyse des dioxines et des lipides.

5.2.2 Critères d'AQ et de CQ pour l'analyse de dioxines et de furannes chlorés

Les critères de performance pour la précision et l'exactitude analytiques des dioxines et des furannes chlorés sont exposés au tableau 5.13. Voici un résumé des critères d'assurance et de contrôle de la qualité de ces analyses :

1. Toutes les analyses de dioxines et de furannes doivent être effectuées par chromatographie en phase gazeuse et spectrométrie de masse haute résolution.

2. Toutes les données doivent être fournies conformément aux indications de la figure 3 du rapport SPE 1/RM/23 (octobre 1992) d'Environnement Canada. Elles peuvent être présentées sous une forme différente à la condition que toute l'information soit fournie.

3. Les limites de détection des instruments doivent être indiquées au moins en ce qui concerne l'analyse du congénère de TCDD -2,3,7,8.

4. Les limites de détection des méthodes doivent être indiquées pour tous les PCDD et PCDF -2,3,7,8. Les exigences minimales concernant ces limites sont exposées au tableau 1 du rapport SPE 1/RM/23 (octobre 1992) d'Environnement Canada (1992b).

5. La composition de chacun des lots dans lesquels les échantillons soumis ont été traités doit être indiquée. Il est préférable que les lots contiennent 12 échantillons et ces lots doivent contenir un "blanc de laboratoire", un matériau de référence certifié ou un échantillon maison fortifié, un échantillon répété et 9 échantillons véritables.

6. Il faut également fournir les données sur le blanc de verrerie associé à chaque échantillon analysé et se conformer aux critères exposés à la section 8a du rapport SPE 1/RM/19 d'Environnement Canada (1992a).

7. Le "blanc de laboratoire" doit être soumis avec chaque lot d'échantillons et satisfaire aux critères exposés dans la section 8e du rapport SPE 1/RM/19 d'Environnement Canada (1992a). Les niveaux de contamination par les tétra, penta, hexa, hepta et octa-CDD/CDF -2,3,7,8 ne doivent pas dépasser respectivement 1,5, 3, 3, 5 et 10 pg par échantillon.

8. Chaque lot de 12 échantillons, tel qu'indiqué au point 5, doit comporter un échantillon ayant fait l'objet de deux analyses (un échantillon répété). L'écart entre l'analyse du premier échantillon et celle de l'échantillon répété doit être inférieur à $\pm$15 % pour les

concentrations d'au moins 5 pg/g dans l'échantillon et inférieur à ±30 % pour les concentrations inférieures à 5 pg/g dans l'échantillon.

9. Les pourcentages de récupération acceptables pour les étalons internes substituts de la méthode doivent correspondre aux taux indiqués au tableau 2 du rapport SPE 1/RM/23 (octobre 1992) d'Environnement Canada (1992b). Les taux de récupération de substituts d'OCDD devraient être de 35 à 120 %.

10. Chaque lot de 12 échantillons, tel qu'indiqué au point 5, devrait contenir un matériau de référence certifié ou un échantillon maison fortifié, et il faut présenter un rapport d'analyse indiquant les concentrations mesurées ainsi que l'écart ou le taux de récupération en pourcentage par rapport aux concentrations prévues. Dans le cas des congénères dont les concentrations dépassent 1 pg/g, l'écart en pourcentage par rapport aux concentrations prévues doit être inférieur à ±20 %. Dans le cas des échantillons fortifiés, cet écart reflétera les concentrations dans ces échantillons, et dans le cas du matériau de référence certifié, il reflétera l'écart par rapport à la moyenne de la valeur consensuelle.

Tableau 5.13 Critères de performance pour l'analyse des dioxines et des furannes chlorés

Variable	Limite de détection dans la matrice	Précision	Exactitude
PCDD[2] 2,3,7,8 - substituées			
2,3,7,8-TCDD	1 pg/g	± 20 %	40 - 120 %
1,2,3,7,8-P_5CDD	5 pg/g		
1,2,3,4,7,8-H_6CDD	5 pg/g		
1,2,3,4,6,7,8-H_7CDD	5 pg/g		
O_8CDD	20 pg/g		
PCDD totales[3]			
TCDD	1 pg/g	± 20 %	40 - 120 %
P_5CDD	5 pg/g		
H_6CDD	5 pg/g		
H_7CDD	5 pg/g		
O_8CDD	20 pg/g		
PCDF[4] 2,3,7,8 - substituées			
2,3,7,8-TCDF	1 pg/g	± 20 %	40 - 120 %
1,2,3,7,8-P_5CDF	5 pg/g		
2,3,4,7,8-P_5CDF	5 pg/g		
2,3,4,6,7,8-H_6CDF	5 pg/g		
1,2,3,4,6,7,8-H_7CDF	5 pg/g		
O_8CDF	20 pg/g		
PCDF totaux[5]			
TCDF	1 pg/g	± 20 %	40 - 120 %
P_5CDF	5 pg/g		
H_6CDF	5 pg/g		
H_7CDF	5 pg/g		
O_8CDF	20 pg/g		

[2] PCDD avec substitution en 2,3,7,8 signifie la somme des concentrations de tous les congénères de dibenzoparadioxine polychlorée qui ont la formule moléculaire $C_{12}H_{8-n}Cl_nO_2$ dans laquelle « n » n'est pas inférieur à 4 ni supérieur à 8 et les atomes de chlore sont situés aux positions 2,3,7,8 de la molécule.

[3] PCDD totaux signifie la somme des concentrations de tous les congénères de dibenzoparadioxine polychlorée qui ont la formule moléculaire $C_{12}H_{8-n}Cl_nO_2$ dans laquelle « n » n'est pas inférieur à 4 ni supérieur à 8.

[4] PCDF avec substitution en 2,3,7,8 signifie tout dibenzofuranne polychloré ayant la formule moléculaire $C_{12}H_{8-n}Cl_nO$, dans laquelle « n » n'est pas inférieur à 4 ni supérieur à 8 et les atomes de chlore sont situés aux positions 2,3,7,8 de la molécule.

[5] PCDF totaux signifie la somme des concentrations de tous les congénères du dibenzofuranne polychloré qui ont la formule moléculaire $C_{12}H_{8-n}Cl_nO$, dans laquelle « n » n'est pas inférieur à 4 ni supérieur à 8.

5.2.3 Analyse des lipides

On a pu établir une corrélation entre les concentrations résiduelles de substances organiques chlorées dans les tissus et les concentrations de lipides chez les poissons et les invertébrés. On a donc utilisé la concentration de lipides pour normaliser les concentrations résiduelles dans les tissus, d'une espèce à l'autre ou d'une saison à l'autre au sein d'une même espèce; cette concentration peut aussi servir de variable clé dans la modélisation de la bioaccumulation. Les méthodes d'extraction de lipides décrites par Randall *et al.* (1991) et la méthode d'extraction au chloroforme-méthanol mise au point par Folch *et al.* (1957) et modifiée par Bligh *et al.* (1959) sont recommandées.

Les concentrations de lipides et les teneurs en eau exprimées en pourcentage, doivent être indiquées pour chaque échantillon soumis aux fins de l'analyse des dioxines et des furannes chlorés. De même, les pourcentages lipides devraient être indiquées pour les échantillons répétés faisant partie des mêmes lots que les échantillons soumis. Le degré de précision des pourcentages lipides des échantillons répétés doit être de ±30 % pour les tissus contenant plus de 2 % de lipides et de ±60 % pour les tissus en contenant moins de 2 %. La méthode employée pour mesurer ces teneurs doit aussi être indiquée, et les solvants utilisés doivent être clairement indiqués.

5.3 Évaluation de l'altération

5.3.1 Introduction

Cette section examine en détail tous les aspects d'un programme permettant d'évaluer la perte d'exploitabilité des ressources halieutiques dans le contexte d'un programme ESEE des fabriques de pâtes et papiers. L'objectif visé consiste à aider les fabriques et les organismes de réglementation à concevoir et à réaliser des évaluations de l'altération en vue de recueillir les données scientifiques concluantes requises pour évaluer l'exploitabilité des ressources halieutiques dont on soupçonne l'altération. Une attention particulière a été accordée à l'utilisation des termes « devrait » et « doit ». Les rapports d'ESEE finaux doivent démontrer que les exigences techniques dont l'énoncé renferme le terme « doit » ont été satisfaites. Les exigences dont l'énoncé contient le terme « devrait » n'ont pas une valeur impérative absolue, mais le fait qu'elles aient été respectées contribue à rehausser la qualité technique globale des données.

Dans le présent document, est considéré comme ayant subi une altération *« tout poisson présentant une odeur ou une saveur anormale » (Vocabulaire de l'analyse sensorielle de*

l'ISO 5492 : 1992). Au sens de cette définition, l'odeur ou le goût anormal acquis par le poisson provient d'une source externe et n'est d'aucune façon lié à quelque sous-produit naturel associé à la dégradation du poisson par suite de son vieillissement durant l'entreposage ou à la décomposition des protéines, des graisses ou d'autres constituantes, ou encore à la contamination par des microorganismes naturellement présents dans le poisson.

Pour déterminer si une évaluation de l'altération est requise dans le cadre d'une étude ESEE, le processus de décision doit être utilisé (voir également la figure 5.5) :

Une fabrique n'a pas à conduire une étude de l'altération si au moins une des conditions suivantes est satisfaite :

- l'analyse des contaminants dans les poissons démontre qu'il y a un danger potentiel pour la santé, ou
- il n'y a pas eu d'enregistrement de plainte[6] bien documentée depuis 1992 ou,
- une évaluation organoleptique au cours du cycle ESEE précédent a démontré que l'altération n'est pas un problème.

Nonobstant ce qui précède, chaque fabrique doit conduire une étude de l'altération des poissons si l'analyse des contaminants dans les poissons démontre qu'il n'y a pas de danger potentiel pour la santé et qu'au moins une des conditions suivantes est satisfaite:

- une évaluation organoleptique au cours du cycle ESEE précédent a démontré que l'altération est un problème, ou
- il y a eu de nouvelles plaintes depuis la dernière évaluation organoleptique du ESEE.

L'ESEE applicable à chaque fabrique devrait prévoir l'analyse de toutes les données pertinentes concernant l'altération ainsi que la détermination du besoin d'effectuer une étude de l'altération dans le cadre du cycle courant de l'ESEE.

Comme la décision d'évaluer l'altération associée à une fabrique de pâtes et papiers devrait être prise au cas par cas, il faut recourir aux connaissances locales et à l'expertise des autorités régionales, comme celle des biologistes du ministère des Pêches et des Océans ou du ministère provincial responsable, pour veiller à ce que les évaluations déclenchées soient bien justifiées. Il importe donc d'établir la pertinence de l'étude

[6] Une plainte bien documentée peut inclure (sans y être limitée) des plaintes écrites, télécopies ou courrier électronique, appel téléphonique documenté ou des plaintes verbales à la fabrique ou aux agences gouvernementales.

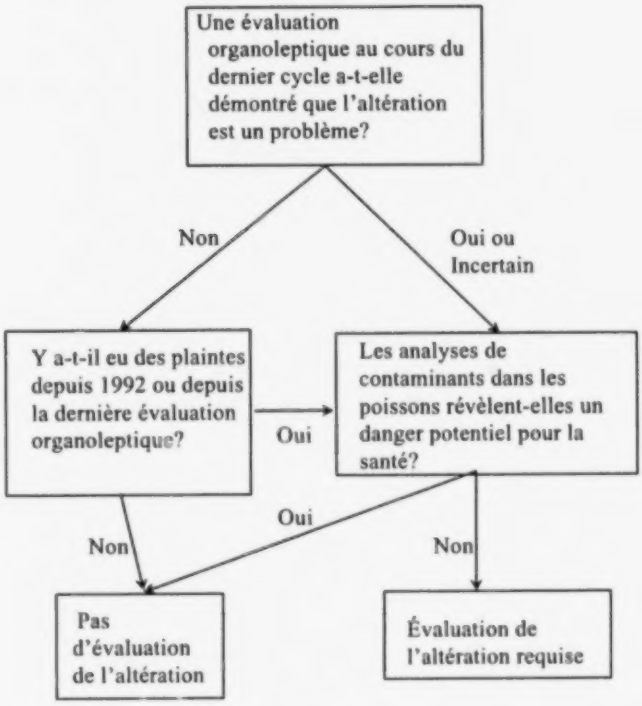
d'altération en fonction de divers renseignements concluants, comme des données historiques, des relevés de plaintes, de la documentation sur ces plaintes, des études d'altération antérieures, des altérations de l'environnement et des changements apportés aux opérations de la fabrique.

Il revient donc aux autorités locales, tout en tenant compte des exigences opérationnelles de la fabrique et des intérêts divers des intervenants, d'établir la nécessité d'une étude de l'altération dans le cadre du cycle courant de ESEE.

Lorsque les parties responsables ou le propriétaire de la fabrique n'ont pas immédiatement accès à toute l'information antérieure nécessaire pour décider si une étude de l'altération est requise, il faudra tenter de documenter et/ou valider l'information existante. De la même façon, il peut devenir nécessaire de confirmer que l'absence de plaintes ou de documentation concernant un problème d'altération n'est pas la conséquence de l'abandon de l'exploitation d'une ressource halieutique antérieurement recherchée par les usagers locaux. L'absence d'exploitation des ressources halieutiques devrait découler de l'altération des poissons et non pas simplement de la perception qu'à cause de la présence d'une fabrique à proximité, il ne vaut plus la peine d'y pêcher. De même, l'absence de plaintes devrait découler d'une absence d'altération et non pas du fait que les usagers locaux n'ont pas exploité la ressource depuis plusieurs années parce que les poissons ont souffert d'altération à certains moments dans le passé. Dans la plupart des cas, de telles situations sont facilement détectables, mais il peut y avoir des occasions où une documentation ou une validation plus poussée est requise.

Lorsqu'une documentation ou une validation plus poussée est requise, il faudra peut-être tenir compte de certaines considérations. Il est primordial de déterminer s'il est possible d'associer l'altération des poissons au rejet de l'effluent de la fabrique. Par conséquent, il faut tenir compte de tous les paramètres suivants : emplacement précis du rejet de la fabrique, localisation de rejets naturels et anthropogéniques, caractéristiques physiques (ex. : capacité de dilution) du plan d'eau récepteur, et répartition et utilisation des ressources halieutiques à proximité de la fabrique. Il pourra être nécessaire d'effectuer une recherche ultérieure pour confirmer la répartition et l'utilisation des ressources halieutiques. Par exemple, les bibliothèques locales possèdent souvent des histoires publiées de la région qui pourraient aider à comprendre la disponibilité et l'utilisation des ressources halieutiques. Les registres et les dossiers des agences de réglementation pourraient aussi contenir des informations pertinentes.

Figure 5.5 Arbre de décision pour l'évaluation de l'altération



5.3.2. Prélèvement et manipulation des échantillons

Cette section fournit des conseils techniques sur la façon de prélever et de manipuler les échantillons de tissus requis pour évaluer l'exploitabilité des ressources halieutiques à l'aide de tests de différence par rapport à un témoin.

De façon générale, les méthodes de prélèvement et de manipulation décrites dans les paragraphes qui suivent s'appliquent de façon spécifique aux poissons à nageoires. Toutefois, des méthodes similaires ont été mises au point pour les mollusques aux fins de l'évaluation de l'altération.

5.3.2.1 Prélèvement des échantillons

Trois méthodes principales sont utilisées pour prélever, aux fins des évaluations sensorielles, des échantillons de tissus sur des poissons qui ont été exposés à l'effluent d'une fabrique de pâtes et papiers. Ces méthodes sont présentées ci-dessous par ordre de préférence :

1) récolte d'espèces indigènes;
2) exposition *in-situ* ou sur les rives;
3) exposition en laboratoire contrôlée.

Le choix de la meilleure méthode pour obtenir les échantillons requis aux fins de l'évaluation de l'altération est fondé sur les conditions spécifiques du milieu et l'espèce de poisson utilisée. Une fabrique pourra recourir à la deuxième meilleure méthode seulement si elle peut démontrer qu'il lui est impossible de se conformer à toutes les exigences liées à la meilleure méthode.

Récolte d'espèces indigènes

Cette méthode est considérée comme le meilleur choix, car on peut supposer que les poissons ont été exposés à l'effluent sur une longue période et que les proies altérées qu'ils ont ingérées peuvent avoir modifié leur goût (Mann, 1951; Lovell et Sackey, 1973). Ces poissons sont également plus représentatifs des poissons visés par les plaintes d'altération.

Les poissons utilisés aux fins de l'évaluation de l'altération devraient appartenir à l'espèce mise en cause ou à une espèce présentant un intérêt particulier sur le plan commercial ou récréatif. Des critères additionnels régissant le choix des espèces de poissons aux fins des évaluations de l'altération sont présentés dans NCASI (1987).

Si la récolte d'espèces indigènes est utilisée, les six exigences suivantes doivent être rencontrées:

1) Les poissons de référence et les poissons exposés doivent provenir du même plan d'eau et d'habitats similaires.

Les pêcheurs d'expérience savent bien que les poissons provenant de plans d'eau différents n'ont pas le même goût. Par exemple, les poissons de lac ont généralement un goût différent des poissons de rivière. Ce phénomène tient à des différences dans le régime alimentaire et à la qualité de l'eau. Il est notamment établi que les proliférations phytoplanctoniques et les bactéries influent sur le goût des poissons dans les habitats lacustres (Persson, 1984; Martin et Suffet, 1992). En pisciculture, la transmission au poisson d'un goût de vase ou de terre par les algues bleues est un phénomène connu depuis longtemps (Thaysen, 1936; Iredale et York, 1976). Les effets de certaines substances chimiques présentes dans tous les habitats dulçaquicoles, telles que la géosmine et le 2-méthylisobornéol, sont également bien documentés (Lindsay et Heil, 1992). Dès lors, toute différence de goût détectée à la suite d'une comparaison entre un poisson capturé en rivière en aval d'une fabrique et un autre poisson capturé dans un lac pourrait être attribuable à des facteurs naturels, et non pas à l'effluent de la fabrique.

2) Les mêmes méthodes de capture doivent être utilisées dans la zone de référence et dans la zone d'exposition. Les méthodes recommandées sont, par ordre de préférence, la pêche au filet-trappe, le seinage, la pêche à la ligne, la pêche électrique, la pêche à la palangre et la pêche au filet maillant. Toutefois, une seule méthode doit être utilisée pour la capture de tous les poissons de chaque zone. Les poissons doivent être retirés de l'eau le plus rapidement possible après leur capture.

Comme pour tous les autres volets entrepris dans le cadre d'un programme ESEE, il est important de veiller à ce que la récolte des échantillons dans la zone de référence et la zone exposée s'effectue à l'aide des mêmes méthodes. Les branchies constituent la principale voie d'absorption des composés altérants vers les tissus (Persson, 1984). Par conséquent, la vitesse d'absorption de ces composés est étroitement liée au niveau de stress et à la fréquence respiratoire des poissons. Dès lors, il faut s'attendre à des lectures d'altération élevées si les poissons provenant de la zone exposée sont capturés à l'aide de filets maillants tendus durant toute une nuit et se débattent pendant plusieurs heures dans les filets avant d'être récupérés. Par ailleurs, il est établi que certains composés naturels, comme l'acide lactique qui s'accumule dans les muscles, peuvent modifier le goût du poisson. Par exemple, si les poissons sont capturés à l'aide de filets maillants dans la zone

de référence et à l'aide de filets-trappes dans la zone exposée, le surplus de stress imposé par la pêche au filet maillant risque d'engendrer des différences de goût entre les deux groupes.

3) *Les poissons provenant de la zone de référence doivent être isolés physiquement (p. ex., par un barrage, des chutes, des rapides, l'éloignement) des poissons exposés à l'effluent, de manière à ce que le risque de mélange entre les deux groupes soit nul.*

L'absorption des composés susceptibles d'altérer le goût des poissons peut être très rapide, de l'ordre de quelques minutes seulement (Persson, 1984). En revanche, leur élimination des tissus des poissons peut prendre des jours, voire des semaines. La fiabilité des données risque donc d'être compromise s'il y a des raisons de croire que les poissons de la zone de référence ont été exposés à l'effluent de la fabrique dans les deux semaines précédant leur capture.

4) *La fabrique doit être certaine que les poissons provenant de la zone exposée ont été exposés à l'effluent pendant au moins 48 heures.*

Des études consacrées à l'altération provoquée par les effluents des fabriques de pâtes et papiers ont démontré qu'une exposition de quelques heures est suffisante pour modifier le goût du poisson (BEAK, 1993; NCASI, 1987). Ces études ont également révélé qu'une exposition de 48 heures est optimale pour ce qui est de l'intensité de l'altération et du rapport coût-efficacité de la collecte et de l'exposition des poissons.

5) *Des mesures courantes (p. ex., poids, longueur, sexe, âge) doivent être prises sur chaque poisson capturé aux fins des évaluations sensorielles.*

Ces variables, qui font couramment l'objet de mesure dans le cadre de toute étude environnementale intéressant les poissons, permettent d'expliquer une partie de la variabilité des résultats.

6) *Il est recommandé de regrouper au moins six poissons en un échantillon composite de manière à atténuer le plus possible l'effet de la variabilité naturelle du goût, de la couleur et de la texture entre les poissons individuels. Néanmoins, chaque échantillon composite doit comporter un minimum acceptable de trois poissons.*

Des études ont indiqué que les évaluateurs chargés de mener à bien les évaluations sensorielles peuvent percevoir les différences naturelles de goût entre les poissons

provenant de la zone de référence. En outre, l'intensité de l'altération varie naturellement d'un poisson à l'autre. C'est la raison pour laquelle il est important de regrouper au moins trois poissons par échantillon afin d'atténuer le plus possible ces sources de variabilité potentielles. On recommande également de recueillir des échantillons multiples dans la zone de référence et la zone exposée afin de tenir compte de cette variabilité naturelle.

Les exigences additionnelles suivantes devraient être rencontrées lors de l'utilisation de poissons indigènes aux fins des évaluations sensorielles:

1) Les poissons de la zone de référence et ceux de la zone exposée devraient être approximativement de la même taille et du même âge, et le rapport des sexes devraient être semblables dans les deux groupes.

Les pêcheurs d'expérience savent que les poissons plus âgés n'ont pas le même goût que les poissons plus jeunes. Comme la vitesse du métabolisme varie en fonction de l'âge des poissons, on peut supposer que ce facteur influe sur l'intensité de l'altération des tissus chez les poissons exposés. D'où l'importance de veiller à ce que les poissons provenant de la zone de référence et de la zone exposée appartiennent aux mêmes classes d'âge et de taille. Le CPAR (1978) recommande que le rapport du poids maximal au poids minimal n'excède pas 1,2, de manière à prévenir le plus possible les différences éventuelles de texture, de couleur et de goût. Idéalement, les poissons capturés aux fins de l'étude devraient être de la même taille que les poissons visés par les plaintes d'altération. En outre, dans le test de différence par rapport à un témoin (TDT), plus la variabilité naturelle du goût du poisson est importante par rapport à celle du paramètre à l'étude (c.-à-d., altération), plus la chance d'obtenir des résultats significatifs s'amenuise (Aust *et al.*, 1985). L'évaluation sensorielle devrait donc établir clairement que toutes les dispositions raisonnables ont été prises pour réduire le plus possible les effets de la variabilité naturelle.

2) Seuls les poissons encore vivants au moment de leur récupération devraient être utilisés pour les évaluations sensorielles.

La décomposition des poissons est assez rapide, en particulier dans les eaux plus chaudes, et altère le goût des poissons. Seuls les poissons vivants et en bonne santé devraient être utilisés aux fins des évaluations sensorielles.

Exposition *in-situ* ou sur les rives

Lorsqu'il est impossible de se conformer aux exigences de la première méthode, la meilleure option de rechange consiste à utiliser des poissons exposés aux effluents dans des cages *in situ* ou dans des installations aménagées sur les rives. Ces installations se présentent sous la forme de bassins dans lesquels de l'eau provenant de l'environnement récepteur est pompée durant toute la période d'exposition. Si l'exposition *in-situ* ou sur les rives est retenue, il convient d'utiliser aux fins de l'exposition la même espèce de poissons que celle visée par les plaintes d'altération. Toutefois, le bien-fondé du choix de cette option et de l'espèce destinée à être exposée à l'effluent dépend des conditions particulières des sites, de la résistance de l'espèce choisie et de la possibilité de se conformer aux exigences énoncées ci-dessous. On peut également utiliser une autre espèce de poisson si l'on peut démontrer que l'altération chez cette dernière se produit de la même façon que chez l'espèce mise en cause. Des études ont révélé que les seuils de détection de l'altération imputable aux effluents des fabriques de pâtes et papiers chez la truite arc-en-ciel sont comparables à ceux observés chez l'éperlan anadrome, chez qui les teneurs en lipides peuvent atteindre 15 % (BEAK, 1996).

Pour l'application de cette méthode, les six exigences suivantes doivent être rencontrées:

1) Tous les poissons utilisés pour les expositions doivent provenir du même plan d'eau, de préférence d'une zone de référence située à l'intérieur de l'environnement récepteur des rejets de la fabrique. Solution de rechange : les poissons peuvent provenir d'un autre plan d'eau ou d'une pisciculture, en autant que tous les poissons utilisés dans le cadre de l'étude proviennent du même plan d'eau.

La justification de cette exigence est énoncée à la section 5.3.2.1 (exigence n° 1).

2) Tous les poissons doivent avoir été capturés selon la même méthode. Les méthodes recommandées sont, par ordre de préférence, la pêche au filet-trappe, le seinage, la pêche à la ligne, la pêche électrique, la pêche à la palangre et la pêche au filet maillant.

Comme la méthode de capture peut influer sur le goût des poissons en raison du niveau de stress qu'elle engendre chez ces derniers (accumulation d'acide lactique dans les tissus), on doit utiliser une seule méthode pour la capture de tous les poissons. La préférence devrait être accordée aux méthodes qui imposent le moins de stress aux poissons. Comme la vitesse d'absorption des composés altérants varie en fonction de l'état physiologique des

poissons (Persson, 1984), seuls les poissons en bonne santé et peu stressés devraient être choisis aux fins des expositions.

3) *L'exposition des poissons à l'effluent doit se prolonger sur au moins 48 heures.*

La justification de cette exigence est énoncée à la section 5.3.2.1 (exigence n° 4).

4) *Des mesures courantes (p. ex., poids, longueur, sexe, âge) doivent être prises sur chaque poisson.*

La justification de cette exigence est énoncée à la section 5.3.2.1 (exigence n° 5).

5) *Une série de variables environnementales choisies (p. ex., oxygène dissous, température, conductivité, pH et vitesse du courant) doivent être mesurées à chaque station où des cages* in situ *ont été installées ou dans chacun des bassins aménagés sur les rives.*

Tous ces facteurs peuvent avoir une incidence sur l'intensité de l'altération des poissons exposés à l'effluent. La mesure de la conductivité peut aider à confirmer les concentrations d'effluent utilisées pour les expositions. Les autres variables (p. ex., température, vitesse du courant) devraient varier le moins possible entre chacune des stations où des cages ont été installées.

6) *Il est recommandé de regrouper au moins six poissons en un échantillon composite de manière à atténuer le plus possible l'effet de la variabilité naturelle du goût, de la couleur et de la texture entre les poissons individuels. Néanmoins, chaque échantillon composite doit comporter un minimum acceptable de trois poissons.*

La justification de cette exigence est énoncée à la section 5.3.2.1 (exigence n° 6).

Pour l'application de cette méthode, les exigences additionnelles suivantes devraient être rencontrées:

1) *Tous les poissons capturés en amont et en aval de la fabrique devraient être approximativement de la même taille et du même âge, et le rapport des sexes devrait être semblable dans les deux groupes.*

2) *Les cages* in situ *ou les bassins aménagés sur les rives devraient être installés dans des zones où l'on soupçonne une altération des poissons indigènes.*

L'exposition des poissons devrait être menée à bien à l'extérieur de la zone primaire de dilution, comme pour les autres volets du programme ESEE (Environnement Canada, 1997c). Dans le cas où un doute subsiste quant à l'altération des poissons indigènes, le plan de l'étude peut être modifié de manière à ce que l'évaluation englobe plusieurs zones exposées à des concentrations d'effluent différentes.

3) *L'exposition des poissons devrait être effectuée à la période de l'année où les plaintes d'altération sont les plus fréquentes.*

La qualité des effluents d'une fabrique fluctue normalement d'une saison à l'autre, tout comme celle des eaux réceptrices, sous l'influence de facteurs naturels tels que le ruissellement en surface, les proliférations d'algues, etc. Comme la présente méthode prévoit une durée d'exposition limitée, il est important d'effectuer les expositions à la période de l'année où les allégations d'altération sont les plus nombreuses. En procédant ainsi, il est plus facile de déterminer si les facteurs naturels exercent une action confondante ou s'ils sont directement responsables de l'altération du goût.

4) *Lorsque les circonstances le permettent, les poissons peuvent être soumis à une période d'acclimatation maximale de dix jours dans l'eau de dilution, selon les conditions particulières observées à chacun des sites..*

Aux fins des expositions, on peut utiliser des poissons qui n'ont pas subi une période d'acclimatation, mais dans ce cas, les poissons de la zone de référence et ceux de la zone d'exposition doivent être manipulés de la même façon et provenir du même plan d'eau. Des études ont révélé qu'une acclimatation de moins de 24 heures à 10 jours n'a aucun effet appréciable sur l'intensité de l'altération des tissus des poissons (BEAK, 1996).

5) *Si l'espèce mise en cause n'est pas disponible ou est incapable de survivre en captivité, une espèce de remplacement telle que la truite arc-en-ciel peut être utilisée.*

Il a été démontré que la truite arc-en-ciel constitue une bonne option de remplacement pour les évaluations de l'altération (CPAR, 1978; BEAK, 1994ab, 1996).

6) *Les cages* in situ *installées en eaux vives devraient être construites de manière à fournir aux poissons un abri contre le courant. La vitesse du courant dans les stations où les cages sont installées devrait être semblable dans la zone de référence et dans la zone exposée.*

Comme il a été mentionné antérieurement, le stress et l'augmentation de la fréquence respiratoire peuvent amplifier l'altération des poissons exposés et favoriser l'accumulation de composés naturels susceptibles d'altérer leur goût. D'où l'importance d'exposer les cages à des vitesses de courant semblables. La vitesse de courant à laquelle chaque cage est exposée devrait être mesurée et indiquée dans le rapport final. Les cages devraient également fournir aux poissons un abri contre le courant. À cette fin, le côté faisant face à la partie amont devrait être fabriqué à partir d'un matériau solide. Quelques spécifications additionnelles (p. ex., dimensions des cages) sont fournies dans ASTM (1989).

Exposition contrôlée en laboratoire

La troisième méthode repose sur l'utilisation de poissons exposés en laboratoire en présence de conditions contrôlées. Cette option devrait être envisagée seulement lorsque l'utilisation d'espèces indigènes et l'utilisation de poissons exposés dans des cages *in situ* ou dans des bassins aménagés sur les rives ne peut être envisagée en raison des conditions particulières du milieu.

Idéalement, les poissons utilisés aux fins de l'exposition en laboratoire devraient appartenir à l'espèce mise en cause, pourvu qu'ils n'aient jamais été exposés à l'effluent. La capture et la manipulation de ces poissons devraient être effectuées conformément aux instructions fournies précédemment à la section consacrée à la deuxième méthode (exposition *in situ* ou sur les rives). Dans l'impossibilité d'utiliser des poissons appartenant à l'espèce mise en cause, la truite arc-en-ciel constitue une bonne option de rechange. Il a été démontré que les composés altérants s'accumulent rapidement dans les tissus de la truite arc-en-ciel et peuvent être facilement détectés par les évaluateurs, en raison du goût très fin de la chair de la truite. Comme cette espèce est élevée dans un grand nombre de pisciculture au Canada, elle peut être utilisée comme espèce standard pour les expositions en laboratoire.

Le remplacement de la solution d'essai en laboratoire peut se faire de façon continue (pourvu que le taux de saturation en oxygène se maintienne à 70 %) ou ponctuelle (remplacement toutes les 24 heures). Des études ont révélé que le choix du mode de remplacement (continu vs. ponctuel) n'a pas d'effet significatif sur les seuils de détection de l'altération (BEAK, 1996; CPAR, 1978).

Il est recommandé d'utiliser pour les tests des échantillons composites d'effluent récoltés sur une période de 24 heures, même si les échantillons instantanés sont acceptables selon les conditions observées au site. Des échantillons frais devraient être prélevés tous les jours et acheminés au laboratoire dans des contenants propres non toxiques (p. ex., polyéthylène ou polypropylène) remplis à pleine capacité, de manière à réduire le plus possible l'espace libre. Ces échantillons devraient être transportés et entreposés de la

même façon que les échantillons d'effluent destinés aux tests de toxicité courants. Comme bon nombre des composés altérants sont volatils et biodégradables, l'exposition des poissons doit débuter dans les 24 heures suivant le prélèvement des échantillons.

Dans la mesure du possible, l'eau de dilution utilisée pour les expositions en laboratoire (exposition à l'effluent et exposition à une solution témoin) devrait provenir du milieu récepteur de la zone de référence (p. ex., expositions sur place en laboratoire). Autrement, on peut utiliser l'eau du laboratoire, mais, il est alors recommandé de comparer les caractéristiques de cette eau avec celles des eaux réceptrices.

Pour cette méthode d'exposition les quatre exigences suivantes doivent être respectées:

1) *L'exposition des poissons à l'effluent doit s'étaler sur une période minimale de 48 heures.*
2) *Le nombre de poissons par exposition doit respecter la taille minimale d'échantillon requise (n^{bre} de grammes) pour les évaluations sensorielles; au moins trois poissons doivent être exposés à chaque concentration d'effluent étudiée.*
3) *L'aération dans chaque bassin doit être constante.*

Des études ont révélé que l'aération peut entraîner l'élimination de certains composés altérants de l'effluent. Il est donc crucial d'utiliser le plus faible taux d'aération permettant de maintenir un taux de saturation en oxygène de 70 % et de veiller à ce que le taux d'aération ne varie pas d'un bassin d'exposition à l'autre. Il convient également de mesurer le taux d'aération dans chaque bassin afin de s'assurer qu'il ne dépasse pas 7,5 mL/L/min.

4) *La conductivité doit être mesurée dans chaque bassin afin de confirmer les concentrations nominales d'effluent. On doit mesurer régulièrement ce paramètre dans les systèmes d'alimentation en continu afin de s'assurer que les systèmes de dilution fournissent constamment les concentrations d'effluent prévues.*

La mesure des concentrations de sodium dissous permet également de confirmer les concentrations d'effluent. Pour l'utilisation de poissons exposés en laboratoire, les exigences additionnelles suivantes devraient être respectées:

1) *Tous les poissons devraient appartenir à la même classe d'âge et de taille.*
2) *La densité de charge à laquelle les poissons sont soumis à chaque exposition devrait être la plus faible possible et ne pas dépasser 10 g/L/jour.*

La densité de charge dans chaque bassin d'exposition doit être indiquée.

3) *Les poissons utilisés pour les expositions en laboratoire devraient avoir subi une période d'acclimatation et de dépuration minimale de 10 jours avant les tests.*

Cette exigence peut être difficile à satisfaire si les poissons utilisés appartiennent à des espèces indigènes qui tolèrent mal la captivité. Toutefois, dans le cas où les poissons proviennent d'une pisciculture, il faut prévoir une période d'acclimatation afin d'éliminer tout effet altérant associé à l'eau de la pisciculture.

4) *Les poissons ne devraient pas être nourris dans les 48 heures précédant l'exposition afin de prévenir l'apparition d'un goût anormal par suite de la décomposition de la nourriture dans les systèmes statiques.*
5) *Les conditions d'éclairage auxquelles les poissons sont soumis devraient être conformes aux normes recommandées pour l'élevage des poissons et les tests de toxicité aquatique.*
6) *L'écart de température entre les solutions utilisées pour les tests et les solutions utilisées durant la période d'acclimatation ne devrait pas dépasser ± 2 °C.*
7) *Les concentrations d'effluent utilisées aux fins des expositions devraient être comprises dans l'intervalle des concentrations observées dans le milieu récepteur où l'on soupçonne une altération.*

5.3.2.2 Manipulation des échantillons

Les méthodes décrites ci-dessous visent à stabiliser les poissons le plus rapidement possible après leur capture afin de prévenir toute détérioration de la qualité susceptible d'interférer avec l'évaluation de l'altération du goût induite par l'exposition aux effluents. Il est particulièrement important de veiller à ce que les poissons soient bien nettoyés, protégés contre une exposition à l'air et entreposés au froid (d'abord sur la glace puis, le plus rapidement possible, au congélateur). En aucun cas les viscères ne doivent entrer en contact avec la chair destinée aux évaluations sensorielles.

Les procédures opérationnelles standardisées (POS) suivantes doivent être respectées :

- Les poissons doivent être nettoyés le plus rapidement possible après leur capture, et les viscères, reins et branchies doivent être enlevés.
- Les carcasses doivent être rincées dans de l'eau propre (p. ex., eau distillée ou eau propre provenant de la zone de référence) et immédiatement déposées sur de la glace, la cavité ventrale orientée vers le bas, de manière à faciliter leur drainage. Il faut utiliser une quantité suffisante de glace pour éviter qu'aucune partie des poissons n'entre en contact avec les eaux de drainage. Les poissons ayant fait

l'objet d'une exposition en laboratoire devraient également être rincés dans de l'eau propre avant d'être congelés.

- Une fois nettoyés, les poissons devraient être entreposés au congélateur dans les huit heures suivant leur capture et conservés à -20°C jusqu'au moment des évaluations sensorielles. Plus la température durant l'entreposage est basse, plus les échantillons seront stables.
- Les poissons devraient être emballés serrés dans du papier aluminium ou une pellicule plastique, de manière à ce qu'ils ne soient pas exposés à l'air, puis placés dans des sacs à fermeture-glissière. Il faut veiller à chasser le plus d'air possible des sacs avant de les fermer. Idéalement, les échantillons devraient être emballés sous vide avant d'être congelés.
- Les échantillons doivent demeurer congelés en tout temps durant leur expédition du terrain au laboratoire chargé d'effectuer les évaluations sensorielles. L'utilisation de contenants renfermant de la glace sèche ou le recours à des camions réfrigérés sont recommandés à cette fin.
- Les échantillons ne devraient pas être congelés pendant plus d'un mois avant les évaluations sensorielles.

5.3.3 Préparation des échantillons et méthodes d'évaluation sensorielle

5.3.3.1 Généralités

Dans la majorité des études effectuées à ce jour sur les effets des effluents des fabriques de pâtes et papiers sur le goût des poissons, l'approche privilégiée aux fins de l'évaluation sensorielle reposait sur la mise en évidence de différences à l'aide du test en triangle. Voici comment fonctionne ce test : chaque évaluateur reçoit trois échantillons codés, dont deux sont identiques, et doit identifier l'échantillon différent. Les principales difficultés qui peuvent surgir dans l'application de cette méthode dans le cadre du programme ESEE sont les suivantes :

- Cette méthode permet de faire ressortir toute différence sensorielle perceptible entre des échantillons de deux produits. Les évaluateurs tiennent compte de toutes les différences relevées (p. ex., couleur, texture), non pas uniquement la présence d'une altération induite par les effluents de la fabrique.
- La différence peut intéresser un ou plusieurs attributs sensoriels.
- Le test est applicable lorsque la nature de la différence est inconnue. En revanche, il ne permet pas de déterminer l'ampleur ou le sens de la différence. Sans formation, les évaluateurs ne parviendront pas à identifier l'attribut responsable de la différence.

- Le test est applicable seulement si les produits sont homogènes, et il ne tient pas compte des variations naturelles du produit du type de celles qu'on peut observer chez le poisson.
- Étant donné que le test ne fait que révéler une différence sans en préciser l'ampleur, on ne peut utiliser les résultats pour comparer les fabriques de pâtes et papiers du Canada en vue d'évaluer la capacité du REFPP de prévenir l'altération du poisson.

Les tests de préférence et d'acceptation auxquels on a parfois recours pour évaluer le degré d'acceptation d'un produit sont des tests subjectifs qui visent à déterminer les préférences et les attitudes des consommateurs à l'égard de divers produits. Ces tests, destinés à être utilisés par un grand nombre d'évaluateurs (habituellement une centaine) n'ayant reçu aucune formation spéciale, mesurent les opinions et les préférences des consommateurs mais ne fournissent aucun renseignement sur les caractéristiques des produits étudiés. Avec ce genre de test, il n'y ni réponses vraies, ni réponses fausses, puisque tous les degrés d'appréciation (favorables ou défavorables) de l'échantillon sont valides. Cela complique l'interprétation des données concernant la qualité des échantillons (c.-à-d., présence ou absence d'altération) et l'évaluation finale de l'efficacité du REFPP à prévenir l'altération des poissons. Par ailleurs, et il s'agit là d'un autre facteur qui complique l'interprétation des données, il n'est pas rare qu'un évaluateur préfère le goût d'un poisson qui a été exposé aux effluents d'une fabrique de pâtes et papiers; toutefois, s'il est démontré que la différence de goût est imputable à l'exposition à l'effluent de cette fabrique, le goût ne peut plus être considéré comme acceptable. Un bon exemple des erreurs d'interprétation pouvant résulter de l'application de ce type de test à l'évaluation de la qualité du poisson est fourni par Kosmark (1987).

Le test de différence par rapport au témoin (TDT), méthode recommandée dans le cadre du programme ESEE pour l'évaluation de l'altération de la chair du poisson, est souvent utilisé dans des situations de contrôle de la qualité pour mesurer une différence et apprécier l'importance des différences relevées, car il tient compte de la variabilité naturelle du produit.

L'avantage qu'offre le TDT par rapport à d'autres tests, par exemple le test en triangle, pour le suivi des effets sur l'environnement réside dans le fait que la nature de la différence à l'étude est plus facile à définir (c.-à-d., altération) et que l'évaluateur est moins influencé par les autres facteurs dans l'échantillon. Les résultats peuvent être analysés à l'aide de tests statistiques courants permettant de quantifier l'ampleur de l'altération par rapport aux échantillons témoins.

Il est établi que le goût varie naturellement d'un poisson à l'autre. Les pêcheurs d'expérience, par exemple, prétendent souvent que la chair des poissons plus âgés est moins savoureuse que celle des poissons plus jeunes. Le principal avantage à appliquer le TDT dans le cadre du programme ESEE réside dans le fait que ce test reconnaît la variabilité intrinsèque du goût de la plupart des aliments, ces derniers étant des produits naturels (Yantis, 1992). Cette variabilité naturelle est prise en compte dans le plan expérimental et l'analyse statistique (section 5.3.3.4). Des études comparatives des méthodes d'évaluation sensorielle (test en triangle vs. TDT) ont révélé que l'application du test en triangle à un produit extrêmement variable comme le poisson engendre un plus grand nombre de résultats erronées statistiquement significatifs que le TDT, qui mesure les différences de goût perçues imputables à d'autres facteurs que la variabilité naturelle du produit étudié (Aust *et al.*, 1985).

Une fois versés dans une base nationale de données, les résultats des TDT aideront également l'industrie des pâtes et papiers à établir des liens entre les méthodes de fabrication utilisées par les fabriques et l'intensité de l'altération observée chez le poisson.

Test de différence par rapport au témoin (TDT)

Dans le TDT, des échantillons de poissons traités ayant été exposés sur le terrain ou en laboratoire à l'effluent de la fabrique de pâtes et papiers et des échantillons témoins non identifiés (cachés) sont comparés à un échantillon témoin identifié. Les évaluateurs utilisent un formulaire normalisé pour noter la présence ou l'absence d'une différence intéressant la caractéristique à l'étude (c.-à-d., altération) et l'intensité de cette différence, le cas échéant. Des précisions additionnelles concernant ce test sont fournies par Meilgaard *et al.* (1991) et Munoz *et al.* (1992).

Comme les évaluateurs sont habituellement réticents à se servir des trois valeurs les plus faibles et les plus élevées sur une échelle de notation numérique ou à catégories, il est préférable de recourir à un formulaire comportant une échelle non structurée pour réduire le plus possible l'erreur de la tendance centrale (Meilgaard *et al.*, 1991). Il faut également utiliser un nouveau formulaire pour chaque ensemble d'échantillons à évaluer afin de réduire les erreurs liées aux effets de tendances. En effet, un évaluateur qui soupçonne l'existence d'une tendance est plus susceptible de comparer les scores attribués à l'échantillon qu'il doit évaluer aux cotes décernées aux échantillons déjà notés. Un exemple de formulaire normalisé conçu pour le TDT est présenté à la figure 5.6. Les réponses indiquées sur l'échelle non structurée sont traduites en données numériques arrondies au dixième de centimètre le plus proche (p. ex., 9,3). La collecte de données pour chaque échantillon réplicat inclut l'enregistrement des scores attribués à chacun des échantillons par chaque évaluateur. De cette façon, on peut retracer les scores attribués par chaque

évaluateur et évaluer le rendement et la cohérence affichés par l'ensemble des évaluateurs dans la notation de chaque échantillon réplicat.

Figure 5.6. Exemple de formulaire d'évaluation sensorielle pour les tests TDT appliqués à des poissons exposés à l'effluent d'une fabrique de pâtes et papiers (D. Farara, pers. comm.).

Nom : _____ Date : _____

Aux fins de l'évaluation de l'échantillon témoin et de l'échantillon codé qui vous ont été distribués, veuillez suivre les étapes suivantes :

1. Avant de commencer, mangez un morceau de craquelin, puis rincez-vous soigneusement la bouche avec de l'eau. Recrachez l'eau de rinçage dans le contenant prévu à cet effet.
2. Débutez avec l'échantillon témoin. Déchirez l'emballage, prenez trois brèves inspirations par le nez et notez l'odeur du produit. Évaluez l'odeur de l'échantillon codé en suivant la même procédure. Retournez à l'échantillon témoin et scindez-le en deux moitiés à l'aide d'une fourchette. Goûtez à l'echantillon, puis recrachez-le. Rincez-vous minutieusement la bouche avec de l'eau et recrachez l'eau de rinçage. Notez le goût de l'échantillon codé en appliquant la même procédure.
3. Inscrivez un trait vertical sur l'axe horizontal à l'endroit qui décrit le mieux l'intensité des différences d'ordre **olfactif (odeur) et gustatif (goût)** relevées entre l'échantillon codé et l'échantillon témoin.

Note : Un échantillon témoin peut être soumis comme échantillon codé environ 000 indique l'échantillon de référence utilisé pour la formation des évaluateurs. Dans ce cas-ci, cet échantillon présente un niveau élévé d'altération..

N° de code : ____

000

Aucune différence/
identique à l'échantillon témoin

Extrêmement différent
de l'échantillon témoin

Commentaires :

Chaque évaluateur à qui l'on a soumis un échantillon codé devrait également recevoir un échantillon témoin identifié fraîchement cuit. Il sera dès lors en mesure de comparer l'odeur et le goût de l'échantillon codé à ceux de l'échantillon témoin.

Des conseils techniques concernant le plan expérimental et les analyses statistiques applicables au TDT sont fournis à la section 5.3.4 On trouvera dans les sous-sections suivantes d'autres instructions techniques se rapportant aux installations, à la préparation de échantillons, à la sélection et à la formation des évaluateurs, à l'évaluation de leur rendement et à la présentation des échantillons aux fins des TDT.

5.3.3.2 Préparation des échantillons

Les méthodes décrites ci-dessous visent à préparer les échantillons en vue de les servir aux évaluateurs, sans altérer la qualité du poisson cru durant sa manipulation ou sa cuisson, ou sans modifier l'intensité de l'altération en causant la perte de substances volatiles pendant le sous-échantillonnage du poisson cuit. Ces méthodes permettent également de réduire au maximum les différences de texture et de couleur entre les échantillons, lesquelles risquent d'influencer les décisions des évaluateurs (erreurs causées par un stimulus). Le laboratoire chargé d'effectuer les évaluations sensorielles doit se conformer à une procédure opérationnelle standardisée détaillée pour la préparation des échantillons et le comité aviseur technique devrait examiner la procédure prévue pour chaque fabrique. La procédure opérationnelle régissant la préparation des échantillons devrait comporter les instructions suivantes, en plus de celles recommandées par ASTM (1996) :

- Les poissons mis à décongeler devraient être exposés à une température de 4 °C jusqu'à ce qu'ils soient suffisamment décongelés pour être manipulés. En général, les échantillons sont retirés du congélateur la nuit précédant l'évaluation sensorielle. La décongélation des poissons provenant de la zone de référence et de la zone exposée devrait être effectuée dans des réfrigérateurs distincts.
- En général, on utilise des filets sans peau pour les tests. Durant la préparation des filets et l'enlèvement de la peau, il faut veiller à ce que les poissons n'entrent pas en contact avec le mucus, les écailles, la peau. etc. Durant leur manipulation et leur traitement, les filets doivent en tout temps être gardés au froid. Il faut aussi nettoyer minutieusement tous les ustensiles entrant en contact avec les échantillons chaque fois qu'on change d'échantillon, en suivant les instructions énoncées dans la procédure opérationnelle, afin de prévenir la contamination croisée des composés altérants.
- Il faut regrouper un certain nombre de filets pour constituer des échantillons homogènes pour chaque traitement/répétition. L'utilisation d'échantillons composites permet de réduire l'effet de la variabilité interindividuelle de la vitesse

d'absorption des effluents, de même que les différences naturelles de saveur, de texture et de couleur. Un échantillon composite doit inclure au moins trois poissons (c.-à-d., six filets). Les échantillons de poissons provenant de la zone de référence et de la zone exposée doivent comporter le même nombre de filets, de manière à réduire le plus possible les différences de texture entre les deux groupes. Des précisions doivent être fournies concernant la procédure opérationnelle prévue pour réduire le plus possible les différences de texture entre les poissons de la zone de référence et ceux de la zone exposée. Ainsi, la texture d'un échantillon de filets de truite arc-en-ciel diffère considérablement selon que les filets ont été regroupés à l'état frais avant d'être congelés ou qu'ils l'ont été une fois congelés. La majorité des évaluateurs préfèrent la texture fournie par la deuxième méthode (D. Farara, comm. pers.).

- Chaque échantillon est enveloppé dans du papier aluminium résistant et identifié à l'aide d'un code unique formé de trois chiffres (pour chaque traitement/répétition). De cette manière, les échantillons sont entièrement scellés pour la cuisson, et il n'est plus nécessaire de procéder à un sous-échantillonnage après la cuisson. Cette façon de faire permet également aux évaluateurs de détecter toutes les substances volatiles présentes dans l'échantillon.
- Chaque échantillon de poisson devrait peser entre 7 et 15 g, selon la quantité de poisson disponible et le nombre d'échantillons requis. L'échantillon devrait contenir suffisamment de poisson pour permettre à l'évaluateur d'y goûter au moins deux fois.
- Les poissons sont cuits à la vapeur durant sept à dix minutes, selon le nombre d'échantillons à traiter. Les échantillons sont ensuite présentés directement aux évaluateurs, dans leur emballage, en ordre aléatoire (l'ordre dans lequel les échantillons sont notés diffère d'un évaluateur à l'autre), et ils ne sont pas extraits de leur emballage durant ou après cette étape de la préparation. La cuisson à la vapeur est considérée comme une méthode de préparation neutre, car elle n'ajoute aucune saveur nouvelle (p. ex., goût particulier causé par le brunissement) au produit. La cuisson des poissons de la zone de référence et de ceux de la zone exposée doit être effectuée au moyen d'appareils différents.
- Les échantillons devraient être présentés aux évaluateurs sous un éclairage rouge, de manière à réduire le plus possible le risque d'erreur de stimulus attribuable à des différences de couleur. Les différences de couleur entre échantillons sont très fréquentes, en particulier chez les salmonidés, et il importe de masquer ces disparités afin d'éviter qu'elles affectent le jugement des évaluateurs.

5.3.3.3 Sélection, formation et surveillance du panel d'évaluation sensorielle

La présente section passe en revue les exigences liées à la sélection, à la formation et à la surveillance du rendement des évaluateurs appelés à mesurer, dans le cadre d'un programme ESEE, la présence et l'intensité de l'altération chez des poissons exposés sur le terrain ou en laboratoire à l'effluent d'une fabrique de pâtes et papiers. Les évaluateurs participant aux TDT doivent être sélectionnés et recevoir une formation appropriée. On trouvera dans les lignes qui suivent une description des méthodes couramment utilisées pour la sélection, la formation, la surveillance et l'utilisation des panels d'évaluation sensorielle. Toutes les méthodes d'évaluation sensorielle comportent des exigences se rattachant au protocole expérimental et aux sources potentielles d'erreur. D'où l'importance de veiller à ce que les analyses soient réalisées ou supervisées par une personne possédant une bonne expérience en analyse sensorielle et une bonne connaissance des méthodes de sélection, de formation et de surveillance du panel d'évaluateurs. La personne chargée de superviser les évaluations sensorielles doit avoir suffisamment d'expérience pour reconnaître les sources d'erreur potentielles. Les qualifications du superviseur et des techniciens participant aux évaluations sensorielles devraient être précisées dans le rapport final.

Installations

Tous les tests d'évaluation sensorielle de même que la sélection des évaluateurs doivent avoir lieu dans une installation appropriée respectant les spécifications physiques recommandées par ASTM (1986). Cette installation doit comporter les éléments suivants :

- un cubicule pour chacun des évaluateurs;
- un dispositif de régulation de la température réglé à 22 °C ± 2 °C;
- un système d'éclairage approprié (normalement 750 à 1 000 lux dans chaque cubicule);
- un système de ventilation permettant d'éliminer les odeurs dans l'aire utilisée pour les tests;
- un système d'éclairage teinté masquant les différences de couleur entre les échantillons;
- des pièces distinctes pour les tests et la préparation des échantillons;
- un dispositif permettant de réduire le bruit et les sources de distractions durant les tests.

Sélection des évaluateurs-candidats

La sélection d'évaluateurs possédant l'acuité sensorielle requise pour effectuer les tests prévus est essentielle pour obtenir des données scientifiques valables. Les personnes choisies doivent recevoir une formation appropriée et faire la preuve qu'elles sont en mesure de recueillir, au moyen de TDT, des données objectives concernant la présence et l'intensité d'une altération chez les poissons. Cette formation est donc axée sur l'application du TDT et l'utilisation des formulaires d'évaluation, la manipulation des échantillons durant les évaluations, les méthodes de rinçage, etc. On leur fournit également l'occasion d'acquérir une expérience pratique avec des échantillons connus de poisson altéré et de poisson témoin, et on évalue leur capacité de participer au test à l'aide de ces échantillons.

Pour le TDT, le groupe d'évaluateurs est habituellement composé d'au moins 12 membres ayant reçu la formation requise. Pour le programme ESEE, le groupe doit compter au moins 10 évaluateurs. En général, pour constituer un groupe d'au moins 12 membres, il faut habituellement rencontrer au moins trois fois plus de candidats (c.-à-d., au moins 36).

La grossesse est le seul facteur qui élimine *de facto* un candidat, car il est établi que la grossesse perturbe les sens du goût et de l'odorat (Poste *et al.*, 1991). D'autres facteurs de santé (p. ex., allergies, troubles de sinus, certaines médications) constituent également des facteurs d'exclusion.

La première étape du processus de sélection consiste à évaluer, dans le cadre d'une entrevue, l'aptitude des candidats à mener à bien les évaluations sensorielles. Cette entrevue est habituellement réalisée durant la phase de recrutement des candidats. Cette entrevue vise à établir si le candidat :

- est intéressé à faire partie d'un groupe d'évaluateurs et à participer à l'étude;
- est disponible;
- fait preuve de coopération en acceptant, notamment, de ne pas porter de parfum ou de lotion parfumée et de ne pas manger, fumer ou boire au moins une heure avant le début des évaluations sensorielles (ces facteurs peuvent influencer l'évaluateur et, dans le cas du parfum ou de la lotion, distraire les autres évaluateurs);
- est en bonne santé et ne présente aucun trouble chronique de santé susceptible d'affecter son rendement et celui du groupe (p. ex., allergies, troubles chroniques des voies nasales, médications, etc.).

En général, un questionnaire est utilisé pour obtenir des réponses à ces questions et d'autres renseignements tels que l'âge, le sexe et le goût pour le poisson. Ni l'âge des

candidats ni le fait qu'ils fument ou non n'entrent en ligne de compte dans le choix des évaluateurs. Il est toutefois fortement recommandé que les candidats aient plus de 16 ans.

Le fait de connaître les qualités personnelles des participants à l'étude confirme que ces derniers sauront mener à bien les évaluations sensorielles avec cohérence et professionnalisme.

Sélection des évaluateurs-candidats

Les procédures décrites ci-dessous visent à sélectionner des personnes possédant l'acuité sensorielle voulue pour percevoir les attributs sensoriels à l'étude (c.-à-d., altération résultant de l'exposition à l'effluent de la fabrique de pâtes et papiers) et les qualités personnelles requises pour participer aux tests.

La sélection des candidats sur la base de leur acuité gustative devrait être menée à bien au moyen de tests séquentiels. Ces tests, dont l'objectif consiste à faire ressortir des différences d'après des critères statistiques préétablis, permettent d'établir si un candidat est admissible ou non admissible à faire partie du groupe d'évaluateurs ou s'il doit poursuivre les tests, d'après une représentation graphique pré-établie des critères statistiques (figure 5.7). Dans la littérature spécialisée consacrée au sujet (Amerine *et al.*, 1965; Meilgaard *et al.*, 1991; Munoz *et al.*, 1992), il est mentionné que ces tests sont conçus de manière à réduire le nombre de tests à réaliser avant d'accepter ou d'exclure un candidat d'après une série de critères statistiques. Cette méthode repose sur la sélection *a priori* des seuils statistiques de probabilité α et ß pour le niveau de rendement des évaluateurs et l'utilisation des tests de différence (p. ex., test en triangle, duo-trio, test de comparaison-différence par paires). Aux fins du programme ESEE, les valeurs de a et de ß dans les tests séquentiels doivent être fixées à 0,05.

Figure 5.7 Graphique de l'analyse séquentielle pour la sélection des évaluateurs-candidats utilisant le test en triangle.

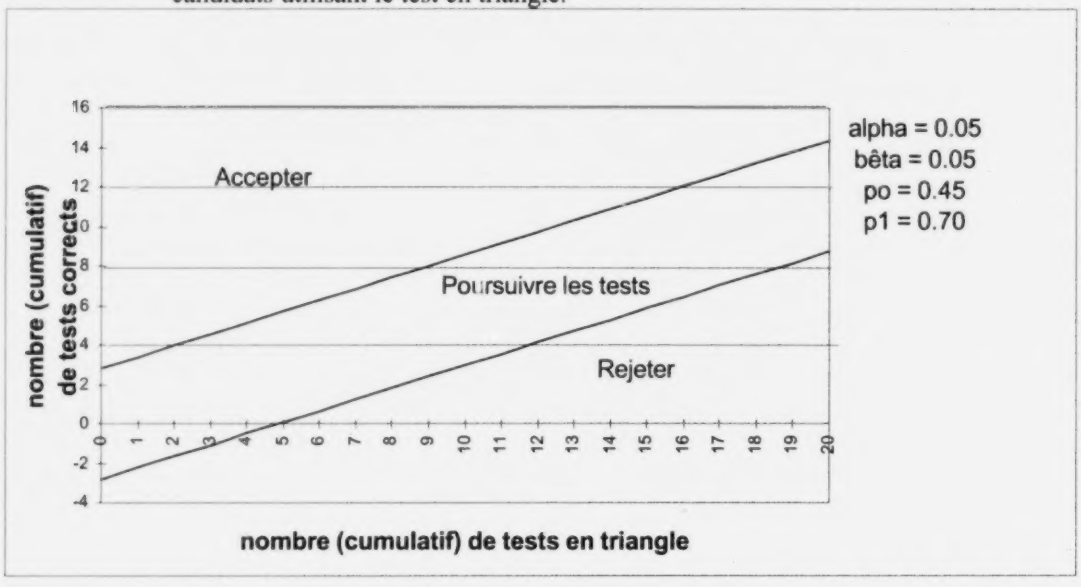
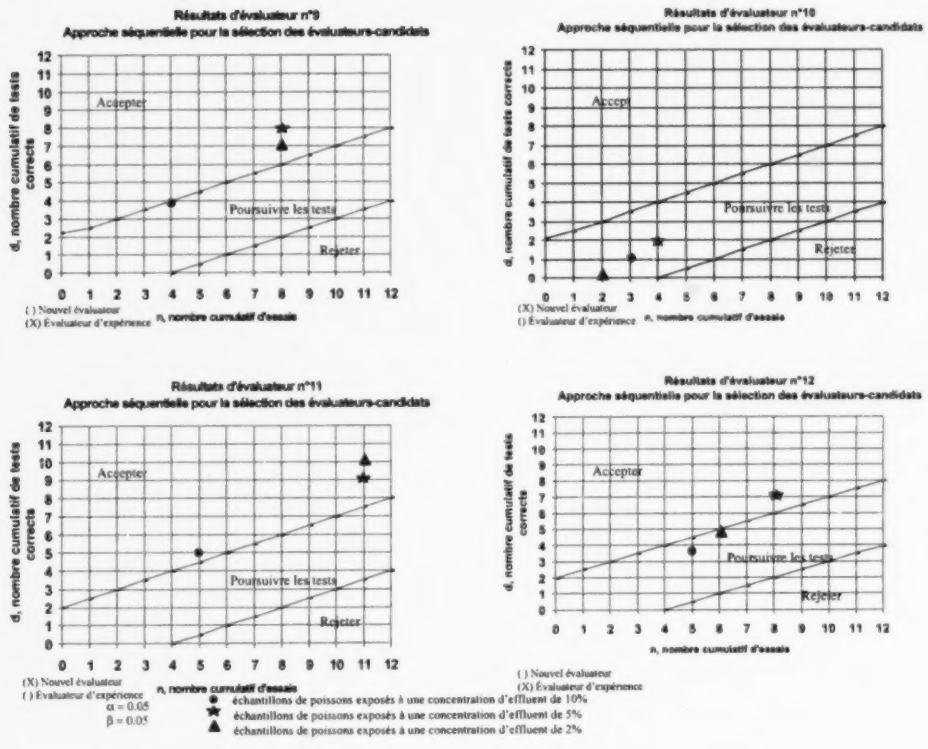


Figure 5.8 Exemple de l'approche séquentielle pour la sélection d'un panel évaluateurs prévoyant l'utilisation de poissons exposés à trois concentrations d'effluent d'une fabrique de pâtes et papiers (tiré de Beak, 1996).



Le choix d'échantillons appropriés pour la sélection des candidats influe directement sur le degré de sensibilité globale du TDT. La détection de l'altération ne doit être ni trop facile (c.-à-d., la majorité des candidats parviennent à la détecter), ni trop difficile (c.-à-d., la majorité des candidats sont incapables de la détecter). Bien que variant selon la fabrique, les concentrations d'effluent utilisées dans les tests devraient refléter des différences relativement ténues, de manière à ce que le laboratoire chargé de réaliser les évaluations sensorielles soit en mesure de démontrer clairement que les candidats retenus possèdent les aptitudes requises pour recueillir des données valables. En général, les échantillons de poissons présentés aux candidats ont été soumis à des concentrations d'effluent comparables à celle qui a été observée dans le cours d'eau où la présence d'une altération est soupçonnée, ainsi qu'à des concentrations cinq à dix fois plus élevées. Pour obtenir ces échantillons, il faut exposer les poissons à des concentrations connues d'effluent. L'exposition des poissons se déroule habituellement en laboratoire, selon les méthodes décrites à la section 5.3.2.1. Un exemple graphique de test séquentiel utilisant trois concentrations d'effluent et le test en triangle à choix forcé est présenté à la figure 5.8. Dans cet exemple, la concentration d'effluent correspondant au seuil de détection de l'altération s'établissait à environ 1 %. Les candidats ayant identifié correctement l'échantillon exposé à l'effluent un nombre suffisant de fois pour faire partie de la catégorie « acceptés » pour les trois concentrations d'effluents ont été retenus et invités à suivre une formation additionnelle.

Les points critiques suivants sont communs à tous les tests d'évaluation sensorielle utilisés dans le cadre du programme ESEE :

- Le moment de la journée durant lequel se déroulent les tests peut influer sur les résultats. Selon les spécialistes de l'évaluation sensorielle, les meilleurs moments pour réaliser les tests sont la fin de l'avant-midi et le milieu de l'après-midi (Poste *et al.*, 1991).
- Avant d'entrer dans la pièce où doivent avoir lieu les évaluations sensorielles, les évaluateurs devraient se laver les mains avec un savon non parfumé, puis se rincer les mains afin d'éliminer toute trace de résidu. Durant les séances d'évaluation, les évaluateurs devraient utiliser une serviette de papier trempée dans de l'eau inodore afin d'éliminer tous les résidus liquides provenant des échantillons. Cette précaution permet d'éviter qu'une contamination croisée se produise entre les échantillons et qu'un stimulus, en particulier une odeur, persiste d'un échantillon à un autre et perturbe le jugement des évaluateurs.
- On recommande normalement aux évaluateurs de se rincer la bouche entre chaque évaluation avec des produits neutres (eau inodore chauffée à 50 °C [p. ex., eau embouteillée ou distillée] et craquelins [« biscuits-soda »] non salés). Cette précaution vise à éviter la persistance d'un ou de plusieurs stimuli d'un échantillon à

l'autre. Chaque fois qu'il mange un craquelin, l'évaluateur devrait ensuite se rincer la bouche à l'eau afin d'éliminer tous les résidus. Certaines marques d'eau embouteillée dégagent une odeur et ont un goût. Il est donc extrêmement important que le superviseur des évaluations sensorielles vérifie la qualité de chaque lot d'eau utilisé. Aux fins du programme ESEE, l'utilisation de jus de citron dilué est déconseillée, car le jus de citron peut masquer les faibles niveaux d'acidité souvent présents dans les échantillons de poissons qui ont été exposés aux effluents des fabriques de pâtes et papiers.

Il faut également prévoir entre chaque évaluation une pause suffisamment longue pour éviter la persistance de stimuli olfactifs ou gustatifs d'un groupe d'échantillons à l'autre. Selon les commentaires d'évaluateurs ayant participé à des études antérieures, une pause d'une durée minimale de 10 minutes devrait être prévue entre chaque évaluation (groupe d'échantillons), et chaque séance d'évaluation sensorielle ne devrait pas englober plus de cinq évaluations (BEAK, 1991, 1992, 1993, 1994b, 1995 et 1996). Le rinçage et l'imposition d'un nombre maximal d'évaluations par séance vise à éviter la fatigue chez les évaluateurs. Dans le cadre d'une évaluation d'un groupe d'échantillons, la durée de la pause entre chaque échantillon (c.-à-d., l'échantillon témoin connu et l'échantillon codé) devrait être de 10 à 20 secondes (ASTM, 1985).

- Les instructions suivantes concernant la manipulation des échantillons durant les séances d'évaluation devraient figurer sur les formulaires distribués aux évaluateurs :
  - extrayez l'échantillon de son emballage en déchirant une des extrémités repliées et un côté;
  - évaluez l'odeur de l'échantillon en prenant trois brèves inspirations par le nez, puis refermez l'emballage temporairement;
  - avant de goûter à l'échantillon, scindez ce dernier en deux moitiés; goûtez à la première moitié et, au besoin, utilisez la deuxième pour confirmer l'impression laissée par la première.
- Les méthodes employées aux fins de évaluations de l'altération prévoient l'utilisation au début de chaque séance d'évaluation d'échantillons de « réchauffement », c'est-à-dire d'échantillons présentant une intensité d'altération connue facilement reconnaissable par les évaluateurs. Cette procédure permet aux évaluateurs de se refamiliariser avec les attributs sensoriels à évaluer avant le début des séances d'évaluation officielles.

Formation des évaluateurs

La formation des évaluateurs, essentielle pour l'étalonnage dn groupe d'évaluateurs, nécessite normalement entre deux et trois semaines de séances quotidiennes. Toutefois, même une fois cette période de formation achevée, les évaluateurs devront suivre une formation additionnelle d'une durée minimale d'une semaine chaque fois qu'ils seront appelés à évaluer les effets des effluents d'une nouvelle fabrique ou à travailler avec une nouvelle espèce de poisson, le nouvel effluent et/ou la nouvelle espèce servant alors d'aide-mémoire et d'outil d'étalonnage pour la prochaine séance de collecte de données. La formation permet aux évaluateurs de reconnaître l'échantillon témoin (selon l'espèce de poisson utilisée) et le goût des composés altérants chez l'espèce de poisson à l'étude. Un évaluateur qui a reçu une formation appropriée est moins sujet à commettre une erreur de type II (c.-à-d., conclure à l'absence d'altération lorsque l'altération existe réellement), car il est plus en mesure de reconnaître et de déceler l'altération et de fournir des mesures précises et cohérentes, sa mémoire et sa sensibilité étant affinées par la formation (ASTM, 1981).

Dans le cadre des nombreuses séances de formation qui leur sont dispensées, les évaluateurs :

1) se familiarisent avec les procédures associées aux TDT et, en particulier, avec les points suivants :
   - manipulation des échantillons;
   - techniques d'évaluation permettant de réduire la fatigue (p. ex., temps de rinçage);
   - approches analytiques pour les tests et pour éliminer les préférences personnelles;
   - utilisation des formulaires d'enregistrement des données.

2) apprennent à évaluer correctement les échantillons réels à l'aide d'échantillons préparés connus ayant été exposés à des concentrations d'effluent représentatives de celle observée dans les eaux réceptrices où l'on soupçonne la présence d'une altération, ainsi qu'avec des échantillons exposés à des concentrations cinq à dix fois plus élevées:

   - centrer leur attention, au début, sur les différences importantes faciles à détecter (p. ex., concentrations dix fois supérieures à la concentration observée dans le milieu récepteur où l'on soupçonne la présence d'une altération);

- s'attaquer ensuite aux différences plus subtiles quoique encore nettement perceptibles;
- Continuer jusqu'à ce qu'ils soient en mesure de démontrer avoir atteint collectivement l'objectif d'étalonnage (l'analyse des données peut être réalisée au moyen d'une analyse de variance comparant les traitements et les évaluateurs comme effets principaux et utilisant l'interaction traitement évaluateur pour apprécier le rendement global du groupe d'évaluateurs);
- les évaluateurs dont un fort pourcentage des scores tombe à l'extérieur d'un intervalle équivalant à deux fois l'écart-type pour le groupe d'évaluateurs devraient être exclus du groupe.

La formation permet d'étalonner le groupe d'évaluateurs et assure aux évaluateurs, au superviseur des évaluations sensorielles, à la fabrique et aux organismes de réglementation que les évaluateurs possèdent les aptitudes sensorielles voulues pour réaliser les tests. Seuls les évaluateurs qui font preuve de cohérence dans l'évaluation des échantillons et dont les scores se situent dans l'intervalle de notation recherché devraient être sélectionnés.

Échantillons de référence

L'utilisation d'échantillons de référence ou d'échantillons étalons joue un rôle essentiel dans la formation des évaluateurs et dans l'étalonnage du groupe d'évaluateurs durant les tests (Malcolmson, 1995). Lors d'évaluations antérieures par TDT d'échantillons de poissons exposés aux effluents de fabriques de pâtes et papiers, les évaluateurs ont éprouvé des difficultés à déterminer quelle intensité d'altération méritait le score le plus élevé (D. Fara, comm. pers.). Afin d'établir la limite supérieure de l'échelle utilisée pour les TDT, des échantillons de poisson ont été altérés jusqu'à une intensité très évidente pour tous les évaluateurs. Durant leur formation, ces derniers ont été avisés que cette intensité d'altération équivalait à un score de 13 sur une échelle maximale de 15 (figure 5,6, point « 000 »). Cet échantillon étalon est maintenant utilisé comme échantillon de « réchauffement » au début de chaque séance, et comme échantillon étalon caché pour la constitution du groupe d'évaluateurs et à des fins d'AQ/CQ durant l'évaluation de la fiabilité des résultats de chaque évaluateur.

Dans le contexte du programme ESEE des effluents des fabriques des pâtes et papiers, tous les laboratoires doivent se doter d'un tel échantillon étalon, de façon à ce qu'on puisse effectuer une comparaison des données fournies par les différents laboratoires, une fois ces données versées dans une base de données nationale. Il est important que l'échantillon de référence choisi reflète clairement l'intensité d'altération et ne soit pas remplacé durant l'étude (Malcolmson, 1995).

Gestion du panel d'évaluateurs (AQ/CQ)

Aux fins du contrôle de la qualité du groupe chargé des évaluations sensorielles, il faut examiner les résultats fournis par chaque évaluateur afin de détecter tout changement d'acuité sensorielle éventuel durant l'étude. Si cette situation se produit, une nouvelle formation s'impose. L'analyse des résultats peut être fondée sur une analyse des données telle une analyse de variance, les effets principaux étant alors les échantillons, les évaluateurs et les répétitions. L'inclusion des évaluateurs dans l'analyse permet de mesurer la cohérence dont ceux-ci font preuve dans la notation de chaque échantillon, ainsi que d'une répétition à l'autre. Des graphiques simples illustrant les scores attribués par chaque évaluateur aident également à identifier les évaluateurs affichant un rendement inférieur aux attentes, eu égard au rendement affiché par l'ensemble du groupe.

Le plan expérimental sous-tendant l'évaluation des effets des effluents des fabriques de pâtes et papiers prévoit notamment l'ajout d'échantillons témoins cachés et d'échantillons étalons cachés aux échantillons à évaluer. L'ajout de ces échantillons permet également de suivre le rendement du groupe d'évaluateurs durant le déroulement des tests. Les scores attribués à l'échantillon témoin caché fournissent une mesure de la validité interne du groupe et de l'effet lié à la question concernant la différence (c.-à-d., effet placebo) (Munoz *et al.*, 1992). L'insertion de l'échantillon témoin caché et d'échantillons étalons vise également à atténuer l'erreur associée aux effets de tendance dans le cas où les évaluateurs sont informés à l'avance des échantillons qui leur seront attribués à chaque séance.

La démission d'un ou de plusieurs évaluateurs pose le problème de leur remplacement. En pareil cas, il faut reprendre tout le processus de sélection ainsi que les séances de formation initiales prévues pour les nouveaux membres. Par ailleurs, la détection durant l'étude de fluctuations importantes de l'acuité sensorielle chez un évaluateur peut entraîner l'exclusion des données recueillies par ce dernier de la base de données soumise à l'analyse statistique. En pareil cas, comme il a déjà été mentionné au sujet de l'analyse et l'interprétation des données se rapportant à d'autres composantes du programme ESEE (p. ex., invertébrés benthiques et recensement des poissons adultes), l'analyse statistique peut inclure ou exclure les données jugées aberrantes. La substitution d'évaluateurs durant le déroulement d'une étude est à éviter (ASTM, 1981).

5.3.4 Plan expérimental et analyse statistique

La justesse des résultats dépend du plan expérimental établi pour l'étude (Malcolmson, 1995). La présente section propose un plan expérimental pour une étude ESEE utilisant

des poissons exposés soit dans des cages *in situ*, soit dans des bassins, ou des poissons capturés dans le milieu récepteur. Ce plan tient compte de la variabilité interindividuelle naturelle de goût et d'absorption des composés altérants parmi les poissons de la zone exposée.

L'hypothèse nulle du TDT aux fins des études ESEE suppose l'absence de différence significative entre les poissons de la zone de référence et ceux de la zone exposée et peut être vérifiée à l'aide des scores moyens attribués par l'ensemble des évaluateurs.

La procédure respecte l'approche préconisée par Yantis (1992), sauf que le nombre d'échantillons exposés s'élève à deux plutôt qu'à un, et l'évaluation des échantillons est étalée sur au moins deux séances. En d'autres mots, chaque évaluation porte sur deux échantillons de référence et deux échantillons exposés. Chaque échantillon est constitué d'au moins trois poissons ou, préférablement, de six poissons provenant d'une même station dans une zone donnée (référence ou exposée), soit d'une même cage si des cages sont utilisées, soit d'une même station de capture si des poissons capturés sur le terrain sont utilisés. En d'autres mots, les poissons composant les quatre échantillons devraient avoir été capturés dans deux stations de la zone de référence et dans deux stations de la zone exposée. Chacun de ces échantillons devrait être noté « caché ». Les concentrations d'effluent dans les deux stations comprises dans la zone exposée devraient être semblables.

Dans l'une des stations de référence, un échantillon « référence/témoin connu » sera également produit. Cet échantillon devrait être constitué à partir du même mélange composite de poissons que celui utilisé pour créer l'un des échantillons « de référence cachés » pour cette station. L'échantillon « de référence connu » sera présenté avec chacun des échantillons « cachés ». L'évaluation du goût des échantillons cachés se fera par comparaison avec celui de l'échantillon « de référence connu ». Un échantillon « étalon caché » (témoin positif constitué à partir d'un grand nombre de poissons exposés ayant déjà été testés) sera également présenté à des fins de notation durant au moins une séance, dans le cadre du processus de gestion du groupe d'évaluateurs et d'AQ/CQ.

Les évaluateurs (au nombre d'au moins dix) devront noter quatre échantillons cachés (excluant l'échantillon étalon caché) à au moins deux séances. Ils utiliseront pour ce faire une échelle variant de 0 à 15, 0 reflétant l'absence de différence entre l'échantillon caché et l'échantillon de référence connu, et 15, la présence d'une différence très évidente entre les deux échantillons. Les données recueillies seront soumises selon la structure proposée au tableau 5.15.

L'analyse des données reposera sur une analyse de variance (ANOVA) obéissant à un plan expérimental en blocs aléatoires complets, les blocs étant les évaluateurs et les séances. Un

exemple de tableau d'analyse de variance utilisant le nombre minimal d'évaluateurs (10) est fourni au tableau 5.15, en supposant un modèle à effets fixes.

Le calcul des degrés de liberté s'effectue comme suit :

- Total = nombre de scores (N) - 1
- Séance = nombre de séances - 1
- Évaluateur = nombre d'évaluateurs - 1
- Référence vs. exposée = nombre de sites - 1
- Erreur pure = nombre d'évaluateurs x séances x sites.

Tableau 5.14 Données du TDT

Évaluateur	Séance 1				Séance 2			
	Référence 1*	**Référence 2**	**Exposée 1**	**Exposée 2**	**Référence 1**	**Référence 2**	**Exposée 1**	**Exposée 2**
1	-	-	-	-	-	-	-	-
2	-	-	-	-	-	-	-	-
3	-	-	-	-	-	-	-	-
4	-	-	-	-	-	-	-	-
5	-	-	-	-	-	-	-	-
6	-	-	-	-	-	-	-	-
7	-	-	-	-	-	-	-	-
8	-	-	-	-	-	-	-	-
9	-	-	-	-	-	-	-	-
10	-	-	-	-	-	-	-	-
SOMME	-	-	-	-	-	-	-	-

* La référence 1 sert de référence connue pour chaque ensemble d'échantillons.

Tableau 5.15 Analyse de variance appliquée aux données du tableau 5.14

Source	Degrés de liberté	Somme des carrés	Carré moyen	F	P
Total	79	-	-		
Séance	1	-	-	-	-
Évaluateur	9	-	-	-	-
Référence vs. exposée	1	-	-	-	-
Erreur pure	40	-	-		
Erreur résiduelle	28	-	-		

Le modèle à effets fixes ne permet pas d'inférences à une population élargie d'évaluateurs ou de dates de séance. Dès lors, les conclusions de l'analyse ne sont valides que pour les évaluateurs et les séances associées à l'étude. Si les évaluateurs et les séances sont assimilés à des effets aléatoires et les zones, à des effets fixes, le modèle est dit « à effets mixtes ». Dans ce cas, l'erreur résiduelle est décomposée en interactions, lesquelles peuvent être utilisées pour calculer les termes d'erreur (par opposition à l'erreur pure) en

vue de tester chaque effet principal. Des renseignements additionnels sur les modèles à effets mixtes sont présentés par Snedecor et Cochran (1971).

La variance de l'« erreur pure » (carré moyen) correspond à la variabilité entre les stations (c.-à-d., cages ou sites de capture) à l'intérieur de chacune des zones (référence ou exposée). Elle diffère de l'« erreur pure » définie par Yantis (1992) en ce qu'elle est regroupée pour l'ensemble des zones. Cette distinction est appropriée, l'hypothèse s'appliquant aux zones et étant donné l'existence d'une variabilité naturelle à l'intérieur des zones de référence et exposée. L'homogénéité de la variance entre les zones devrait toutefois être vérifiée. En cas de différence significative entre les deux variances, une série de transformations visant à stabiliser la variance devrait être effectuée avant le début de la comparaison des moyennes. Autrement, la différence de variabilité entre les deux zones (référence et exposée) devient le principal résultat de l'étude.

L'effet présentant le principal intérêt est l'effet de la zone de référence vs. la zone exposée. Ce carré moyen, divisé par le carré moyen de l'« erreur pure », fournit la valeur F. Un examen de la table des valeurs critiques de F permet de déterminer le niveau de signification de l'effet. La détermination du niveau de signification de l'effet lié aux évaluateurs et aux séances permet d'évaluer le rendement du groupe d'évaluateurs. Des effets significatifs liés aux évaluateurs sont souvent observés et n'invalident pas les résultats du test. Toutefois, il peut être préférable d'exclure les résultats d'un évaluateur qui diffèrent considérablement de ceux fournis par ses collègues, afin d'accroître le rendement global du groupe. En revanche, on ne devrait pas observer d'effets significatifs liés aux séances. Si de tels effets sont notés, il convient de les examiner afin de déterminer si certains facteurs imprévus peuvent avoir affecté le rendement global du groupe.

Une fois la période de formation des évaluateurs terminée, une analyse de puissance visant à déterminer la grandeur de la différence entre la zone exposée et la zone de référence qui peut être détectée en deux séances devrait être réalisée. Si la différence détectable est jugée trop grande, on peut accroître le nombre de séances afin d'augmenter la résolution de l'étude.

5.3.5 Exigences liées à la présentation des rapports

Tous les rapports d'évaluation sensorielle doivent contenir des renseignements détaillés afin de permettre à l'ARA d'évaluer la pertinence des méthodes utilisées et la fiabilité des résultats obtenus. Le rapport devrait également fournir un nombre de données suffisant pour permettre la répétition de l'étude.

Le rapport final d'évaluation sensorielle devrait renfermer les renseignements suivants :

- objectifs de l'étude;
- plan expérimental;
- description des installations utilisées pour les tests (éclairage, ventilation, régulation de la température, etc.);
- qualifications du superviseur des évaluations sensorielles;
- méthodes de prélèvement des échantillons et toutes les mesures connexes prises sur le terrain et en laboratoire;
- méthodes de manipulation et de préparation des échantillons;
- méthodes utilisées pour la sélection des évaluateurs et résultats;
- méthodes utilisées pour la formation des évaluateurs et résultats;
- données démographiques concernant les évaluateurs;
- résultats de l'AQ/CQ de la gestion du panel confirmant la fiabilité du groupe;
- méthodes liées au TDT et résultats (données brutes et sommaire de données);
- description détaillée des méthodes d'analyse statistique utilisées (y compris les tables pour l'analyse de variance) et des résultats;
- résultats d'une analyse de puissance *a posteriori* et *a priori* et détermination de la grandeur de l'effet qui pourrait être déterminée de façon fiable.

5.4 Références

Alldredge, J.R. 1987. Sample size for monitoring of toxic chemical sites. Envir. Monitoring Assess. 9:143-154.

Amerine, M.A., R.M. Pangborn, and E.B. Roessler. 1965. Principles of Sensory Evaluation of Food. Academic Press, New York.

ASTM. 1981. Guidelines for the Selection and Training of Sensory Panel Members. ASTM STP-758. American Society for Testing and Materials, Philadelphia, PA.

ASTM. 1985. Standard Practice for Establishing Conditions for Laboratory Sensory Evaluation of Foods and Beverages. ASTM E480-84. American Society for Testing and Materials, Philadelphia, PA.

ASTM. 1986. Physical Requirement Guidelines for Sensory Evaluation Laboratories. ASTM STP 913 American Society for Testing and Materials, Philadelphia, PA.

ASTM. 1989. Standard Practice for Evaluating an Effluent for Flavour Impairment to Fish Flesh. Report D 3696-89. Committee D-19. American Society for Testing and Materials, Philadelphia, PA.

ASTM. 1996. Standard Practice for Evaluating Effects of Contaminants on Odor and Taste of Exposed Fish. Report E 1810-96. American Society for Testing and Materials, Philadelphia, PA.

Aust, L.B., M.C. Gacula, Jr., S.A. Beard and R.W. Washam, II. 1985. Degree of difference test in sensory evaluation of heterogeneous product types. J. Food Sci. 50: 511-513.

Bartlett, J.R., P.F. Randerson, R. Williams and D.M. Ellis. 1984. The use of analysis of covariance in the back-calculation of growth in fish. J. Fish. Biol. 24: 201-213

Beak Consultants Limited (BEAK). 1991. Fish Tainting Potential of Eurocan Effluent in the Kitimat River, British Columbia.

Beak Consultants Limited (BEAK). 1992. Evaluation of the Tainting Propensity of Eurocan Final Effluent.

Beak Consultants Limited (BEAK). 1993. The Effect of Eurocan Effluent on Oolichan Flavour - 1993.

Beak Consultants Limited (BEAK). 1994a. Kitimat River Eulachon Fishery and the Effects of Eurocan Effluent on Eulachon Flavour and Egg Survival - 1994.

Beak Consultants Limited (BEAK). 1994b. Comparison of Laboratory and In-Situ Detection Thresholds - September 1994. Report for Eurocan Pulp and Paper Co., Kitimat, B.C.

Beak Consultants Limited (BEAK). 1995. Eulachon Flavour Impairment, Egg and Fry Survival, and Fishery Assessment Studies - 1995. Report for Eurocan Pulp and Paper Co., Kitimat, B.C.

Beak Consultants Limited (BEAK). 1996. Comparison of Taint and Detection Thresholds Between Eulachon and Rainbow Trout. Report Prepared for Eurocan Pulp and Paper Co., Kitimat, B.C.

Bernstein, B.B. and J. Zalinski. 1983. An optimum sampling design and power test for environmental biologists. J. Envir. Mgmt. 16:35-43.

Bligh, E.G. and W.J. Dyer. 1959. A rapid method of total lipid extraction and purification. Can. J. Biochem. Physiol. 37: 911-917.

Bolger, T. and P.L. Connolly. 1989. The selection of suitable indices for the measurement and analysis of fish condition. J. Fish. Biol. 34:171-182.

Coad, B.W. 1995. Encyclopedia of Canadian Fishes. Canada Museum of Nature and Canadian Sportfishing Productions Inc. 928 pp.

Cone, R.S. 1989. The need to reconsider the use of condition indices in fisheries science. Trans Amer. Fish. Soc. 118:510-514.

CPAR. 1978. Protocol for fish tainting bioassay. Report prepared by Domtar Research Centre for Environment Canada, Environmental Protection Service, CPAR Project Report 775-1.

Draper, N.R. and H. Smith. 1981. Applied regression analysis. 2nd ed. John Wiley & Sons, New York.

Day, R.W. and G.P. Quinn. 1989.Comparisons of treatments after and analysis of variance in ecology. Ecol. Mong. 59:422-463.

Environment Canada. 1992a. Reference Method for the Determination of Polychlorinated Dibenzo-para-dioxins (PCDDs) and Polychlorinated Dibenzofurans (PCDFs) in pulp and Paper mill Effluents. Environment Protection Series Report EPS 1/RM/19, February 1992.

Environment Canada. 1992b. Internal Quality Assurance Requirements for the Analysis of Dioxins in Environmental Samples. Environment Protection Series Report EPS1/RM/23, October 1992.

Environment Canada. 1997a. Aquatic Environmental Effects Monitoring. Requirements at Pulp and Paper Mills and Off-Site Treatment Facilities.

Environment Canada 1997b. Pulp and Paper Aquatic Environmental Effects Monitoring Requirements. Annex 1 to EEM/1997/1.

Environment Canada 1997c. Fish Survey Expert Working Group report. EEM/1997/6.

Environment Canada and Department of Fisheries and Oceans. 1993. Technical Guidance Manual for Aquatic Environmental Effects Monitoring at Pulp and Paper Mills. EPS.1/RM.

FAU Update 94-1, Ontario Ministry of Natural Resources Fisheries Assessment Unit Newsletter. 1994. Nearshore community index netting (NSCIN): indexing the abundance of the warmwater fish community. Lake Simcoe Fisheries Assessment Unit, Sutton West, Ont. 2pp.

FAU Update 94-2, Ontario Ministry of Natural Resources Fisheries Assessment Unit Newsletter. 1994. Spring littoral index netting (SLIN): indexing the abundance of the coldwater fish community. Muskoka Lakes Fisheries Assessment Unit, Bracebridge, Ont. 2pp.

Folch, J., M. Lees and G.H. Sloane Stanley. 1957. A simple method for the isolation and purification of total lipids from animal tissues. J. Biol. Chem. 226: 497-509.

Fritz, E.S., W.H. Meredith, and V.A. Lotrich. 1975. Fall and winter movements and activity level of the mummichog Fundulus heteroclitus, in a tidal creek. Chesapeake Sci. 16: 211-215.

Gibbons, W.N., M.D. Paine, W.M. Gibson, G.A. Vigers and K. Kingston. 1992. 1991 operational monitoring survey of the Lesser Slave River. Volume III. Prepared for Slave Lake Pulp Corporation, Edmonton, Alberta by EVS Consultants, North Vancouver, B.C. 63 pp. + Tables + Figures + App.

Gibbons, W.N., M.D. Munn and M.D. Paine. 1993. Guidelines for monitoring benthos in freshwater environments. Prepared for Environment Canada, North Vancouver, B.C. by EVS Consultants, North Vancouver, B.C. 81 pp.

Gibbons, W.N., K.R. Munkittrick and W.D. Taylor. 1998a Suitability of small fish species for monitoring the effects of pulp mill effluent on fish. 1. Response of spoonhead sculpin exposed to bleached kraft mill effluent. Environ. Toxicol. Chem. In Press, NWRI Publication number 97-26a

Gibbons, W.N., K.R. Munkittrick and W.D. Taylor. 1998b. Suitability of small fish species for monitoring the effects of pulp mill effluent on fish. 2. Comparison of trout perch responses to white sucker exposed to bleached kraft mill effluent. Environ. Toxicol. Chem. In Press. NWRI Publicaiton number 97-26b

Goldstein, R. 1989. Power and sample size via MS/PC-DOS computers. Amer. Statist. 43:253-260.

Green, R.H. 1979. Sampling design and statistical methods for environmental biologists. John Wiley & Sons, Toronto. 257 pp.

Green, R.H. 1989. Power analysis and practical strategies for environmental monitoring. Envir. Research 50:195-205.

Grubbs, F.E. 1969. Procedures for detecting outlying observations in samples. Technometrics 11:1-22.

Harris, R.J. 1975. A primer for multivariate statistics. Academic Press, New York.

Hubert, J.J. 1980. Bioassay. Kendall/Hunt Publishing Co., Toronto, ON. 164 pp.

Hunn, J.B. 1988. Field Assessment of the Effect of Contaminants on Fishes. U.S. Department of the Interior, Fish and Wildlife Service Biological Report 88(19). 27pp.

International Standards Organization (ISO). 1992. Sensory Analysis: Vocabulary. International Standards Organization, Geneva, Switzerland. ISO 5492.

Iredale, D.G. and R.K. York. 1976. Purging a muddy-earthy flavor taint from rainbow trout (*Salmo gairdneri*) by transferring to artificial and natural holding environments. J. Fish. Res. Board Can. 33: 160-166.

Jackson, D.A., H.H. Harvey, and K.M. Somers. 1990. Ratios in aquatic sciences: statistical shortcomings with mean depth and morphoedaphic index. Can. J. Fish. Aquat. Sci. 47:1788-1795.

Jenkins, R.E. and N.M. Burkhead 1993. Freshwater fishes of Virginia. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland. 1079 pp.

Johnssen, P. and C.A. Kelly. 1990. A technique for the quantitative sensory evaluation of farm-raised catfish. Journal of Sensory Studies 4:189-199.

Klemm, D.J., P.A. Lewis, F. Fulk and J.M. Lazorchak. 1990. Macroinvertebrate field and laboratory methods for evaluating the biological integrity of surface waters. EPA 600/4-90/030. U.S. Environmental Protection Agency, Environmental Monitoring Laboratory, Cincinnati, OH.

Kosmark, J.J. 1987. Standardizing sensory evaluation methods for marketing fish products. In: D.E. Kramer and J. Liston (Eds.). Seafood Quality Determination. Elsevier Science Publishers, Amsterdam. pp. 99-107.

Leblanc, J. et C. M. Couillard. 1995. Description de la période de reproduction d'un poisson sentinelle: le choquemort (Fundulus heteroclitus) de l'estuaire de la Miramichi Rapp. tech. can. sci. halieut. aquat. 2057: vii + 32p.

Leblanc, J, C.M. Coulliard, and J.F. Brethes. 1998. Modifications of the reproductive period in mummichog (Fundulus heteroclitus) living downstream from a bleached kraft pulp mill in the Miramichi Estuary, New Brunswick, Canada. CJFAS (in press)

Lindsay, R.C. and T.P. Heil. 1992. Flavor tainting of fish in the Upper Wisconsin River caused by alkyl- and thiophenols. Water Sci. Technol. 25: 35-40.

Lovell, T. And L.A. Sackey. 1973. Absorption by channel catfish of earthy-musty flavor compounds synthesized by cultures of blue-green algae. Trans. Am. Fish. Soc. 102: 774-777.

Malcolmson, L.J. 1995. Organization of a sensory evaluation program. In: Methods to Assess Quality and Stability of Soils and Fat-containing Foods. AOCS Press, Champaign.

Mann, H. 1951. Zur Frage der Geschmacksbeeinflussung durch Phenole. Fischwirt 1:164-165.

Martin, J.F. and I.H. Suffet. 1992. Chemical etiologies of off-flavor in channel catfish aquaculture. Wat. Sci. Tech. 25:73-79.

Meilgaard, M., G.V. Civille and B.T. Carr. 1991. Sensory Evaluation Techniques. CRC Press, Inc., Boca Raton, FL.

Miller, R.G. 1986. Beyond ANOVA: Basics of Applied Statistics. Wiley Publishers, New York.

Munkittrick, K.R., 1992. A review and evaluation of study design considerations for site-specificity in assessing the health of fish populations. J. Aquat. Eco. Health 1:283-292.

Muñoz, A.M., G.V. Civille and B.T. Carr. 1992. Sensory Evaluation in Quality Control. Van Nostrand Reinhold, New York.

National Council of the Paper Industry for Air and Stream Improvement, Inc. (NCASI). 1987. Guidelines to Methods for the Analysis of the Effects of Effluent on the Flavor of Fish. Technical Bulletin No. 513. National Council of the Paper Industry for Air and Stream Improvement Inc., New York.

Nelson, J.S. and M.J. Paetz. 1992. The fishes of Alberta. The University of Calgary Press, Calgary, Alberta.

Persson, P.-E. 1984. Uptake and release of environmentally occurring odorous compounds by fish. A review. Water Res. 18: 1263-1271.

Peterman, R.M. 1990. Statistical power analysis can improve fisheries research and management. Can. J. Fish. Aquat. Sci. 47:2-15.

Peters, R.H. 1983. The ecological implication of body size. Cambridge University Press, New York. 329 pp.

Poste, L.M., D.A. Mackie, G. Butler and E. Larmond. 1991. Laboratory methods for sensory analysis of food. Agriculture Canada Publication 1864/E.

Randall, R.C., H.Lee II, R.J. Ozretich, J.L.Lake and R.J. Pruell. (1991). Evaluation of selected lipid methods for normalizing pollutant bioaccumulation. Environ. Toxicol. Chem. 10:1431-1436.

Ricker, W.E. 1975. Computation and interpretation of biological statistics of fish populations. Fish. Res. Bd. Can. Bull. 191.

Roberts, W.E. 1988. The sculpins of Alberta. Alberta Naturalist 18:121-127.

Scott, W.B. 1967. Freshwater Fishes of Eastern Canada. University of Toronto Press, Toronto, Ontario, Canada. 137 pp.

Scott, W.B. and E.J. Crossman, 1973. Freshwater Fishes of Canada. Fish. Res. Board. Can. Bull. 184. Ottawa, Ontario, Canada. 966 pp.

Snedecor, G.W. and W. G. Cochran. 1971. Statistical Methods. Sixth Edition. Iowa State University Press.

Snedecor, G.W. and W.G. Cochran. 1980. Statistical Methods, 7th ed. Iowa State University Press, Ames, Iowa. 507 p.

Shuter, B.J. (1990). Population-level indicators of stress. Amer. Fish. Soc. Symposium 8:145-166.

Skalski, J.R. and D.H. McKenzie. 1982. A design for aquatic monitoring programs. J. Envir. Mgmt. 14:237-251.

Swanson, S.M. 1993. Wapiti/Smoky river ecosystem study. Prepared for Procter and Gamble Ltd./Weyerhaeuser Canada Ltd., Grand Prairie, AB by Sentar Consultants Ltd., Calgary, AB. 176 pp.

Taylor, L.R. 1961. Aggregation, variance and the mean. Nature (Lond.) 189:723-735.

Thaysen, A.C. 1936. The origin of an early or muddy taint in fish. I: The nature and isolation of the taint. Ann. Appl. Biol. 23:99-104.

Trippel, E.A. and H.H. Harvey. 1991. Comparison of methods used to estimate age and length of fishes at sexual maturity using populations of white sucker (*Catostomus commersoni*). Can. J. Fish. Aquat. Sci. 48:1448-1459.

Vannote, R.L., G.W. Minshall, K.W. Cummins, J.R. Sedell and C.E. Cushing. 1980. The river continuum concept. Can. J. Fish. Aquat. Sci. 37:130-137.

Vetemaa, M., L. Forlin and O. Sandstrom. 1997. Chemical industry effluent impacts on reproduciton and biochemistry in a North Sea population of viviparous blenny (Zoarces viviparous). J. Aquat. ecosys. Stress & Recovery 6:33-41.

Yantis, J.E. (Ed.) 1992. The Role of Sensory Analysis in Quality Control. ASTM Manual Series: MNL 14. American Society for Testing and Materials, Philadelphia, PA.

Zar, J.H. 1984. Biostatistical Analysis, 2nd ed. Prentice-Hall, Englewood Cliffs, NJ.

6 Effets sur l'habitat des poissons : évaluation de la communauté d'invertébrés

L'évaluation de la communauté d'invertébrés (ECI) réalisée aux fins de l'ESEE (Environnement Canada et Pêches et Océans Canada, 1992, 1993, 1995; Environnement Canada, 1997a) a pour objet de déterminer l'ampleur et l'étendue de la dégradation de l'habitat attribuable à l'enrichissement en substances organiques ou à d'autres formes de contamination, et de fournir une évaluation des ressources alimentaires disponibles pour les poissons choisis comme espèces sentinelles dans l'étude des poissons (chapitre 5). Toutefois, à défaut d'une comparaison directe du régime alimentaire des poissons et des invertébrés benthiques, l'ECI sert principalement à étudier la dégradation de l'habitat. En conséquence, l'évaluation de la communauté benthique sert à déterminer les caractéristiques structurales (p. ex., abondance, diversité, changements quant à la nature et la dominance des taxons) qui distinguent les communautés d'invertébrés au voisinage de l'émissaire d'effluents de l'usine. Le lieu géographique de l'usine (milieu dulcicole, estuarien ou marin) influe sur le plan d'étude, comme nous le verrons à la section 6.1. Par ailleurs, le plan d'échantillonnage des études d'invertébrés benthiques ne correspond pas nécesairement à celui utilisé pour l'étude des poissons adultes, des espèces sentinelles ou l'évaluation de la qualité de l'eau, en raison des différences qui peuvent exister au chapitre des critères et des difficultés inhérentes à chaque protocole d'échantillonnage. Il est toutefois impératif, pour toutes les usines, que les études de la contamination des sédiments (chapitre 7) soient réalisées en même temps et aux mêmes endroits que l'ECI (voir également la section 6.2.1.5 portant sur les facteurs physiques à mesurer au moment de l'ECI). Le présent chapitre a donc pour objet de fournir des indications sur la méthodologie à employer et sur l'interprétation des résultats d'une ECI, compte tenu des exigences de l'ESEE. On y aborde en particulier :

1) le choix du plan d'étude (section 6.1),
2) la standardisation des méthodes (section 6.2),
3) les méthodes d'analyse des données appropriées, compte tenu du plan d'étude choisi (section 6.3).

La démarche recommandée dans le présent document se veut objective; elle s'appuie sur des méthodes ou des techniques standardisées qui permettront de déterminer les différences qui existent entre les communautés d'invertébrés d'une zone d'échantillonnage à l'autre. Rappelons toutefois qu'il est impossible d'aborder dans le présent document l'ensemble des aspects liés au site. Les responsables des usines doivent donc collaborer

avec les agents régionaux d'autorisation (ARA) afin de faire en sorte que l'ensemble de ces aspects soient pris en compte. Les recommandations relatives au plan d'étude et à la communication des résultats sont des exigences minimales. Les intéressés sont invités à pousser encore plus loin l'échantillonnage ainsi que l'analyse et l'interprétation des données. Par ailleurs, même si la plupart des sections du présent document s'appuient sur des documents de référence appropriés, les responsables de l'évaluation sont invités à consulter Green (1979; 1980), Resh et Rosenberg (1984), Holme et McIntyre (1984), Burd *et al.* (1990), Diaz et Schaffner (1990), Rees *et al.* (1990), Coull et Chandler (1992), Gray *et al.* (1992), Diaz (1992), ainsi qu'une série d'articles parus dans Rosenberg et Resh (1993), Stanford et Spacie (1994) et Loeb et Spacie (1994), pour obtenir des renseignements supplémentaires sur les aspects fondamentaux de l'évaluation des communautés benthiques et sur l'interprétation des données.

6.1 Plan d'étude

Le plan d'étude d'une ECI peut varier selon que l'usine en question fait l'objet d'une étude de premier cycle ou d'une étude de deuxième cycle (ou ultérieure). Ces deux types d'études se distinguent par leurs objectifs et par la disponibilité des informations historiques, mais les deux doivent être conçues et réalisées dans la zone de mélange de l'effluent et à l'intérieur des limites d'une ou de plusieurs zones de référence appropriées. Par ailleurs, dans la plupart des cas, chaque cycle doit comporter au moins une campagne de collecte d'échantillons. Les divers aspects de l'étude de premier cycle sont examinés à la section 6.1.3. Comme il est indiqué à l'annexe 1, les exigences énoncées sont minimales. En conséquence, il est souhaitable de les dépasser, car il est possible d'amasser un ensemble complet d'informations concernant la communauté naturelle des invertébrés benthiques uniquement en intervenant avant que débute le rejet des effluents. Toutes les usines faisant l'objet d'une étude de deuxième cycle (ou ultérieure) auront déjà fait l'objet d'une étude de premier cycle au cours de laquelle on aura amassé certaines informations historiques. Il convient, dans ce cas, d'utiliser l'arbre de décision (figure 6.2), en consultation avec l'ARA, pour l'analyse des résultats obtenus au premier cycle. Cette méthode de détermination du plan d'étude des cycles subséquents est examinée en détails à la section 6.1.4.

Dans le rapport du Groupe d'experts sur les communautés benthiques (GECB) (Environnement Canada, 1997b), les résultats de l'étude de premier cycle effectuée sur les communautés d'invertébrés aux usines participantes sont exminés et des recommandations sont formulées en vue des ECI du deuxième cycle de l'ESEE (ou des études subséquentes). Les quatre plans d'étude de base mis au point par le GECB et décrits à la section 6.1.5.3 visent à traiter des facteurs confondants identifiés. Le lecteur trouvera de plus amples informations concernant le traitement des facteurs confondants au tableau 6.2

de l'arbre de décision et dans la section du chapitre 3 consacrée à la sélection des zones de référence.

6.1.1 Nomenclature standardisée

L'adoption d'une nomenclature standardisée concernant les sites d'échantillonage avec réplicats et les zones d'étude est un aspect critique des lignes directrices d'AQ/CQ, en particulier si le programme global vise à réaliser une évaluation nationale ou régionale de la performance écologique des usines. Nous insistons ici sur l'importance de faire preuve de cohérence dans la standardisation de la terminologie utilisée, comme nous le faisons déjà dans la section portant sur le plan d'échantillonnage. Cette exigence peut également s'appliquer à d'autres aspects susceptibles de présenter des différences historiques interrégionales ou interdisciplinaires (p. ex., poissons vs. invertébrés) intéressant la nomenclature. Pour tout éclaircissement, prière de consulter le glossaire fourni dans le présent document.

6.1.2 Lieux d'échantillonnage

Nous définissons dans la présente section les termes **zone, station**[1] et **sous-échantillon**[2]. Ces termes, utilisés d'un bout à l'autre du présent rapport, sont définis schématiquement à la figure 6.1. Il convient de noter que ces définitions s'appuient sur le principe selon lequel l'objectif d'une ECI consiste à détecter les différences qui existent entre les diverses zones. Le concept fondamental de l'analyse de variance (ANOVA) (p. ex., Contrôle-Impact), décrit en détails à la section 6.1.5.3, prévoit la sélection de zones de référence et de zones exposées comportant chacune un certain nombre de stations (les *"réplicats"* de l'analyse de variance). Des instructions pour le calcul du nombre de stations requis pour obtenir un niveau de puissance donné aux fins de l'analyse de variance sont fournies à la section 6.1.5.5, ainsi que par Lowell (1997). Toutefois, en plus de déterminer le nombre total de stations d'échantillonnage à inclure dans chaque zone, il est recommandé de choisir des sous-échantillons multiples à l'intérieur de chaque station. Cette façon de procéder fait en sorte que l'effort d'échantillonnage fournit un aperçu exact des paramètres à l'étude pour la communauté d'invertébrés. Même si le nombre minimal de sous-échantillons requis à chaque station est actuellement fixé à deux, nous présentons à la section 6.1.5.4 un examen détaillé des méthodes de détermination du nombre approprié de sous-échantillons requis. Comme le degré de répétition aux fins de l'analyse de variance

[1] Dans l'annexe 1 (Environnement Canada, 1997a), les "sous-stations " sont appelées " stations ".
[2] Dans l'annexe 1 (Environnement Canada, 1997a), les " sous-échantillons " sont appelés " unités d'échantillonnage ".

influe essentiellement sur le nombre de stations, le traitement des sous-échantillons en laboratoire peut être effectué individuellement ou après regroupement. Prière de se reporter à la section 6.1.5.4 pour une analyse plus détaillée de l'utilisation de l'information qu'on peut tirer de sous-échantillons individuels provenant d'une station donnée.

ZONE : La zone d'échantillonnage est une entité géographique relativement vaste exposée à un degré défini de contamination par les effluents de l'usine. Pour les cours d'eau, l'étendue de cette zone est établie en fonction de la morphologie du cours d'eau et devrait inclure au moins trois méandres complets, c'est-à-dire une longueur équivalant à 36 fois la largeur du chenal " plein bord " (au niveau de débordement) (Newbury, 1984). Dans le cas des lacs et des milieux marins, la zone devrait avoir une superficie d'au moins 10 000 m^2 (100 m x 100 m) et être suffisamment grande pour contenir le nombre nécessaire de stations. Pour les besoins de l'ECI réalisée aux fins de l'ESEE, on pourra définir trois zones : une zone de référence et deux zones exposées à des degrés différents aux effluents de l'usine de pâtes et papier (la première étant située à proximité de la source d'effluents, et la seconde, plus éloignée). Les zones de référence doivent être situées suffisamment à l'écart des sources d'effluents pour ne pas subir leurs effets (teneur en effluents homogène et indétectable) ou présenter un risque d'exposition minimal. Dans la mesure du possible, les zones proches de la source seront exposées à une concentration d'effluents égale ou supérieure à 1 %, tandis que les zones éloignées seront exposées à une concentration d'effluents égale ou inférieure à 1 %. Des renseignements additionnels sur la façon de choisir les zones de référence et les zones exposées proches ou éloignées de la source d'effluents sont fournis aux chapitres 2 et 3.

STATION : La station est un endroit fixe et précis compris dans la zone d'étude où s'effectue le prélèvement d'un échantillon constitué d'au moins deux sous-échantillons. La station est une entité reconnaissable qui peut faire l'objet de nouveaux échantillonnages et qu'on peut définir quantitativement (latitude et longitude). Dans les milieux lacustres et marins, chaque station correspond à un emplacement précis aux dimensions fixes et repérables (p. ex., 10 x 10 m). Dans le cas des cours d'eau, la station devrait comprendre une section comportant un bassin et un rapide et s'étalant sur une longueur équivalente à six fois la largeur du chenal " plein bord " (Leopold *et al.*, 1964; Newbury, 1984; Leopold, 1994). Dans le cas des grands cours d'eau où cette méthode n'est pas pratique, on pourra retenir la définition proposée pour les lacs (c.-à-d., un emplacement aux coordonnées repérables (p. ex., 10 x 10 m)). Le type d'habitat doit être semblable dans chacune des stations choisies aux fins d'une ECI donnée.

SOUS-ÉCHANTILLON : Le sous-échantillon est un prélèvement unique limité dans le temps ou l'espace (p. ex., un coup de benne, de carottier, de cylindre ou de filet). Dans chaque station, les sous-échantillons doivent être prélevés au hasard ou selon un plan

aléatoire stratifié, de manière à ce que chacun des points compris dans la station ou l'habitat ait la même chance d'être échantillonné (voir ci-après). Tel qu'indiqué ci-dessus, chaque sous-échantillon provenant d'une station peut être conservé et traité séparément ou combiné à d'autres sous-échantillons aux fins du traitement. Que les sous-échantillons soient combinés ou non aux fins du traitement, l'analyse de variance simple exige le regroupement de l'ensemble des valeurs estimées des sous-échantillons de chaque station en un nombre représentatif de la valeur de la variable pour la station en cause.

Il convient maintenant de préciser comment répartir les sous-échantillons à l'intérieur de chaque station, puisque la taille des stations disponibles pour l'échantillonnage sera vraisemblablement limitée dans l'espace. Tel qu'indiqué ci-dessus, les sous-échantillons doivent être répartis au hasard à l'intérieur de chaque station. L'échantillonnage aléatoire exige que chaque membre de la population d'échantillons ait une probabilité égale d'être choisi (Zar, 1984). L'échantillonnage des communautés benthiques est souvent effectué " au petit bonheur ", à l'abri de toute erreur systématique ou biais conscient (Klemm *et al.*, 1990). Cette façon de faire ne doit pas être assimilée à un échantillonnage aléatoire. Une des méthodes acceptables d'échantillonnage aléatoire consiste à numéroter l'univers ou l'ensemble complet des sous-échantillons à partir desquels sera prélevé l'échantillon (Klemm *et al.*, 1990). On peut, par exemple, mesurer des distances égales le long d'un transect et numéroter chaque marque, ou encore diviser une section d'un plan d'eau (la station d'échantillonnage) en une grille pour ensuite y numéroter chacun des points d'intersection. Le nombre total de marques ou de points d'intersection correspond au nombre total de sous-échantillons *potentiels*. On peut ensuite, en s'aidant d'une table de nombres aléatoires telle qu'on en trouve dans n'importe quel manuel de statistiques, choisir autant de nombres aléatoires qu'il y a de sous-échantillons. Il convient toutefois de rappeler, comme nous l'avons mentionné plus haut, que l'habitat échantillonné doit correspondre à l'habitat dominant dans toutes les zones et toutes les stations. En conséquence, lorsqu'on établit une " grille " de stations en vue de déterminer l'emplacement des échantillons aléatoires, il convient de faire en sorte que la grille entière soit comprise à l'intérieur de la classe d'habitat acceptable préalablement définie. Si l'on constate *a priori* que certains emplacements situés à l'intérieur de la grille de stations ne sont pas représentatifs de l'habitat acceptable (p. ex., présence d'un tronc d'arbre ou d'une grosse pierre au milieu d'un champ de galets), ces sections de la grille peuvent être exclues de la sélection aléatoire d'échantillons. L'objectif visé doit être de faire en sorte que les échantillons soient répartis au hasard parmi l'ensemble des emplacements acceptables compris à l'intérieur de la station. Klemm *et al.* (1990) présentent une analyse approfondie de la façon de procéder à un échantillonnage aléatoire à l'intérieur de toute une gamme d'habitats. Par ailleurs, le lecteur trouvera dans n'importe quel manuel d'introduction à la statistique les raisons qui justifient le recours à l'échantillonnage aléatoire.

Figure 6.1 Exemples de l'échelle spatiale d'une **ZONE**, d'une **STATION** et d'un **SOUS-ÉCHANTILLON** pour le plan d'étude Contrôle-Impact (voir section 6.1.5.3)

6.1.3 Évaluations des communautés d'invertébrés pour l'étude pré-opérationnelle et le premier cycle de l'ESEE

Les nouvelles usines sont tenues de procéder à l'évaluation de la communauté d'invertébrés (ECI) prévue dans le cadre de l'étude pré-opérationnelle et du premier cycle de l'ESEE avant de commencer à rejeter leurs effluents. Le premier cycle de l'ESEE doit servir à caractériser les communautés benthiques des principaux habitats susceptibles d'être touchés par les effluents et à établir les conditions de référence requises aux fins de la comparaison des données obtenues au cours des cycles suivants. Il permet également de déterminer s'il est nécessaire de raffiner le plan expérimental des cycles ultérieurs ou d'adopter des options de surveillance de rechange. Nous énumérons ci-après les exigences minimales qu'il convient de respecter pour atteindre les objectifs de l'ECI s'appliquant aux usines du premier cycle. Lorsqu'une nouvelle usine commence à rejeter des effluents, on lui accorde quatre années pour terminer le cycle suivant et présenter un rapport à Environnement Canada.

L'étude de premier cycle vise notamment à définir des zones qui sont relativement homogènes quant à la classe d'habitat et qui présentent une gamme particulière de degrés d'exposition aux effluents de l'usine. Comme aucun effluent n'a encore été déversé, les limites de la zone de mélange de l'effluent doivent être estimées à partir des critères de conception des installations, à l'aide des méthodes de modélisation appropriées décrites à la section 2.3. Ces informations pré-opérationnelles aident à déterminer la répartition physique des zones d'échantillonnage et des stations d'échantillonnage à l'intérieur de ces zones. Pour répondre aux exigences prescrites à l'annexe 1 pour les usines du premier cycle, il convient de choisir au moins trois zones d'échantillonnage : la zone de référence, une zone exposée proche de l'émissaire d'effluent et une zone exposée éloignée. Le choix de ces zones est fondé sur les concentrations prévues d'effluents dans l'environnement (voir le chapitre 2). Cette façon de faire correspond au plan d'étude Contrôle-Impact décrit plus loin (voir la section 6.1.5.4). Toutefois, selon les conditions particulières du site, on peut choisir n'importe quel des autres plans d'étude applicables à une ECI pour les usines du premier cycle.

Pendant la phase de conception de l'ECI, les usines du premier et du deuxième cycles se distinguent principalement par la disponibilité des données sur les invertébrés recueillies au cours du cycle précédent. Cette information peut être utilisée dans une analyse de la puissance en vue de déterminer la taille idéale des échantillons qui seront prélevés au cours des cycles subséquents. En l'absence d'informations préliminaires sur la variabilité spécifique au site dans la zone de référence, la taille idéale de l'échantillon pour une étude de premier cycle a été déterminée à l'aide d'une analyse de puissance, où l'ampleur de l'effet a été assimilée à un facteur de l'écart-type. Cette information sur l'analyse de

puissance, fournie au chapitre 3, montre qu'un plan d'étude Contrôle-Impact du premier cycle doit inclure un minimum de cinq stations par zone, et un minimum de deux échantillons par station (assimilés, au plan statistique, à des sous-échantillons). Ce plan d'échantillonnage donne une probabilité de 0,05 pour les erreurs de type I, et de 0,20 pour les erreurs de type II (chapitre 3), et une ampleur d'effet critique égale à deux fois la valeur de l'écart-type (section 6.1.5.5).

Ainsi, l'ESEE du premier cycle doit présenter les caractéristiques minimales suivantes :

1) au moins trois zones d'étude : la zone de référence, la zone exposée proche et la zone exposée éloignée;
2) au moins cinq stations dans chacune des trois zones d'étude;
3) au moins deux sous-échantillons à prélever dans chacune des stations.

Soulignons qu'en l'absence d'informations *a priori* sur la densité et la variabilité des populations d'invertébrés à l'intérieur d'une station, on fixe arbitrairement à deux le nombre de sous-échantillons requis pour refléter correctement la densité véritable à chacune des stations (pour obtenir des informations additionnelles sur la répartition de l'effort d'échantillonnage, voir la section 6.1.5.5). Le nombre total recommandé d'échantillons d'invertébrés benthiques s'élève alors à 30. Un tel effort d'échantillonnage et une telle répartition des échantillons devraient permettre d'améliorer les informations initiales recueillies par les usines du premier cycle. Il est également possible d'utiliser un plan d'étude autre que le plan C-I, mais il est alors essentiel de conserver le même effort d'échantillonnage minimal, même si la répartition des zones, des stations et des sous-échantillons diffère.

En outre, pour les études du premier cycle, il est important que les stations soient réparties de manière que seule la classe dominante d'habitat soit échantillonnée (voir la section 6.1.5.3). Il s'agit là d'un écart par rapport aux exigences originales de l'étude du premier cycle, selon lesquelles toutes les classes d'habitat devaient être échantillonnées proportionnellement à leur abondance. En limitant l'échantillonnage à la classe d'habitat dominante, on accroît la puissance statistique de l'ECI initiale puisque l'effort d'échantillonnage minimal n'est pas réparti sur un grand nombre d'habitats différents. Toutefois, cette décision signifie que l'effort d'échantillonnage auquel est soumise cette classe dominante doit être uniforme pour toutes les zones et pour tous les cycles subséquents. Il convient donc d'apporter le plus grand soin à la détermination initiale des classes d'habitats pendant les études pré-opérationnelles. Les zones d'étude caractérisées par des habitats extrêmement hétérogènes ou qui présentent deux habitats d'importance égale pourraient exiger un effort d'échantillonnage supérieur à l'effort minimal recommandé ci-dessus. Il est souhaitable de dépasser les exigences minimales liées à

l'effort d'échantillonnage pour le premier cycle. Dans ce cas, l'une ou l'autre des mesures suivantes pourraient s'imposer : ajout d'une ou de plusieurs zones de référence, ajout d'une zone exposée très éloignée, augmentation du nombre de stations par zone ou augmentation du nombre de sous-échantillons par station. La décision d'accroître l'effort d'échantillonnage doit être prise en consultation avec l'ARA.

6.1.4 Évaluation de la communauté d'invertébrés pour l'ESEE du deuxième cycle

Les cycles subséquents de l'ESEE servent à comparer les résultats du cycle précédent, à raffiner au besoin les méthodes de surveillance, à déterminer les facteurs responsables des effets détectés et à préciser la superficie sur laquelle s'exerce tout effet observé. Les informations recueillies au cours du premier cycle sont intégrées à l'arbre de décision de l'étude des communautés benthiques (figure 6.2) qui oriente la conception des études des cycles suivants, en eau douce comme en milieu marin. Les informations historiques, lorsqu'elles sont disponibles, peuvent également être intégrées à l'arbre de décision aux fins de l'élaboration du plan d'étude.

Les quatre plans d'étude fondamentaux décrits à la section 6.1.5.4 visent à déterminer l'ampleur et l'étendue des incidences possibles d'un effluent d'une usine de pâtes et papier. Ils cherchent tous à prendre en compte les contraintes et les facteurs éventuels susceptibles d'influer sur la disponibilité et la répartition des zones témoins propices (zones de référence) ainsi que sur l'étendue et l'hétérogénéité des zones exposées potentielles. Il convient d'insister sur le fait que malgré leur applicabilité et leur caractère générique, ces plans d'étude *ne* sont *pas* les seuls envisageables pour réaliser une ECI. On présume que chaque responsable d'étude possède les connaissances scientifiques appropriées pour appliquer les présentes recommandations avec toute la rigueur voulue et déterminer si certaines conditions particulières justifient d'apporter des modifications aux plans d'étude, en consultation avec l'ARA.

Dans certains cas, toutefois, une simple modification du plan d'échantillonnage ne permettra pas de résoudre les difficultés liés aux facteurs confondants identifiés lors de l'étude de premier cycle. À l'heure actuelle, comme le démontre le tableau 6.6 de l'arbre de décision, il n'existe pas de méthodes alternatives approuvées.

Figure 6.2 Arbre de décision pour l'étude des communautés benthiques

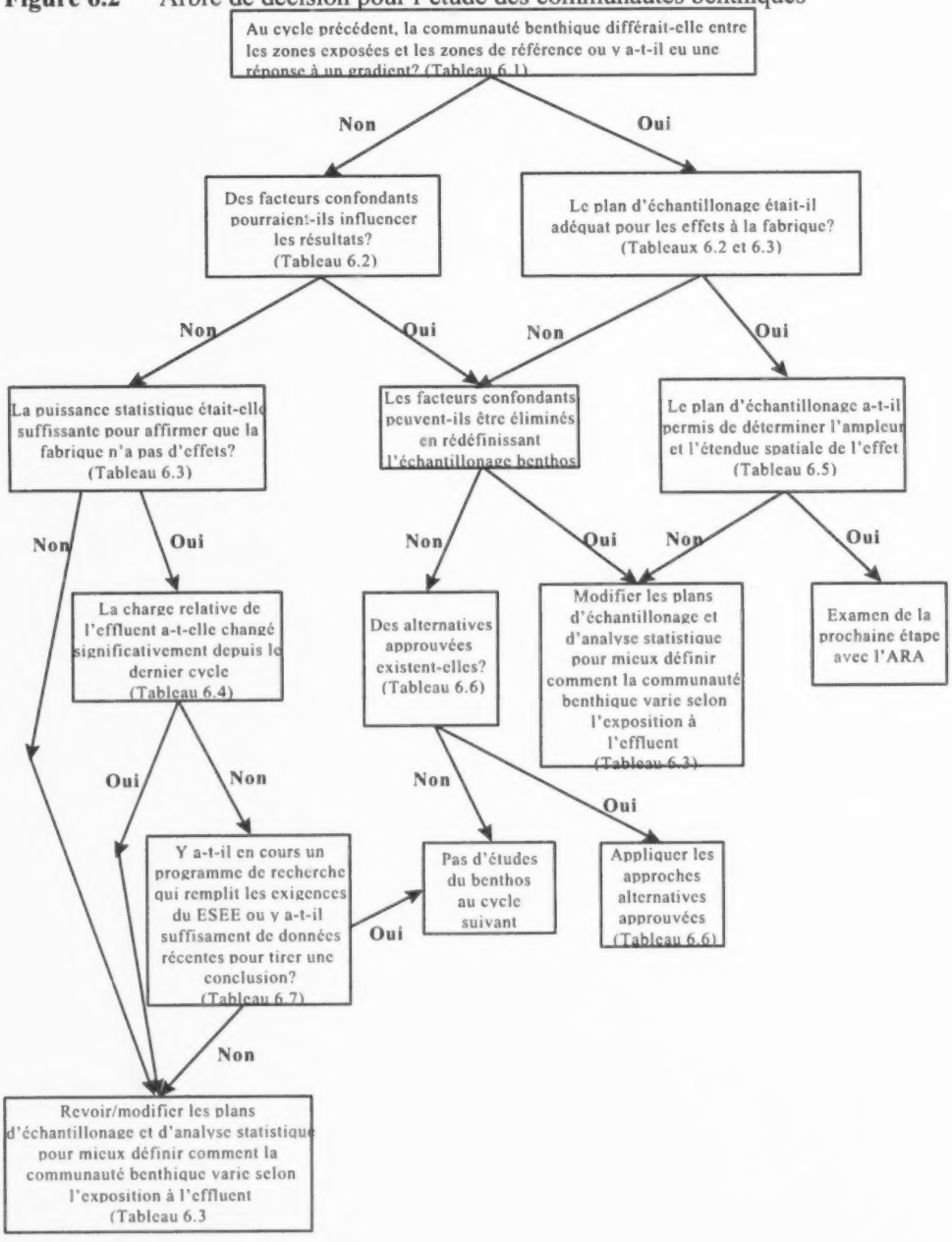


Tableau 6.1 Au cycle précédent, la communauté benthique différait-elle entre les zones exposées et les zones de référence ou y avait-il une réponse à un gradient?

Répondre à cette question équivaut à comparer différents descripteurs de la communauté benthique (ex. : abondance totale ou biomasse, richesse taxonomique) entre les deux niveaux (ou plus) d'exposition à l'effluent. Une relation entre la communauté benthique et l'effluent peut n'être qu'une simple différence d'un descripteur de la communauté entre une ou plusieurs zones de référence et une zone exposée, ou correspondre à un gradient de variabilité d'un descripteur de la communauté entre des stations dont les niveaux d'exposition à l'effluent sont différents.
Une décision fondée sur le « poids de la preuve » doit être prise sur la base de comparaisons statistiques et non-statistiques des stations ayant des niveaux différents d'exposition.
Les comparaisons statistiques sont fondées sur les descripteurs de la communauté calculés à partir de chaque observation faite à une station pour un niveau donné d'exposition (par exemple, le nombre moyen de genres présents dans chaque réplicat). La variation entre les stations ayant des niveaux différents d'exposition peut être évaluée à l'aide d'une analyse de variance linéaire (1-way ANOVA) ou ses analogues non-paramétriques. La taille d'un effet écologiquement significatif doit être déterminée pour chaque descripteur de la communauté soumis à ce test statistique (tableau 6.3).
Les comparaisons non-statistiques sont fondées sur les descripteurs de la communauté calculés à partir de l'ensemble des observations faites à une station pour un niveau donné d'exposition (par exemple, le nombre total de genres présents à une station). La variation entre les stations ayant des niveaux différents d'exposition peut être évaluée par inspection. Si plus de trois niveaux d'exposition ont été l'objet d'un échantillonnage, la relation entre un descripteur de la communauté et le niveau d'exposition peut être évaluée statistiquement, quoique la puissance soit généralement faible. Bien que les comparaisons statistiques soient habituellement inappropriées pour ces comparaisons, la taille d'un effet écologiquement significatif doit être déterminée pour chaque descripteur de la communauté soumis à cette comparaison (tableau 6.3).
Une évaluation typique, dans laquelle plusieurs descripteurs de la communauté sont utilisés, résultera en une variété de jugements sur la relation entre la communauté benthique et l'exposition à l'effluent. Par exemple, le nombre moyen de genres présents par réplicat pourrait ne pas dépendre de l'exposition à l'effluent alors que l'abondance totale moyenne par réplicat y serait reliée. Dans le cas de résultats mixtes, la réponse précédemment déterminée des descripteurs de la communauté face à l'effluent de la fabrique sera prise en considération dans l'élaboration d'une décision fondée sur le « poids de la preuve ». Si des descripteurs reconnus pour être sensibles à l'effluent n'ont pas de corrélation avec l'exposition à une fabrique donnée alors que d'autres variables non reconnues pour être sensibles à l'effluent y sont corrélées, alors les liens entre les effets observés et la fabrique sont moins probables.

Tableau 6.2 Le plan d'échantillonnage permettait-il de relier les effets à l'effluent de la fabrique? Des facteurs confondants ou les méthodes d'échantillonnage ont-ils une influence sur les résultats?

L'interprétation de la réponse de la communauté benthique peut être influencée par des facteurs confondants ou par l'application de méthodes d'échantillonnage incorrectes. Il y a quatre catégories de tels facteurs:

1. Variables environnementales
2. Rejets multiples ou effets historiques
3. Période d'échantillonnage
4. Méthode d'échantillonnage

1. Variables environnementales

Il peut arriver que des variables environnementales comme la profondeur et la taille des particules embrouillent l'interprétation des effets. Par exemple, si la profondeur augmente à proximité de la fabrique, il peut être impossible de séparer l'effet associé à la fabrique des effets induits par la profondeur. Lorsque c'est possible, le problème peut être réduit par un changement du plan d'échantillonnage en modifiant la localisation des stations aux échelles spatiales macro (ex.: localisation géographique), méso (ex.: seuil dans un secteur de rivière), et micro (ex. : substrats à l'intérieur d'un seuil). Une autre façon de réduire le problème est d'optimiser le plan pour mieux caractériser les conditions de référence en échantillonnant plus de zones de référence (ex. : en passant d'un gradient linéaire à un gradient radial, ou de l'approche contrôle-impact à l'approche contrôle-impact multiple; tableau 6.8).

2. Rejets multiples ou effets historiques

Il peut y avoir confusion sur des effets lorsque des zones ayant des niveaux variables d'exposition à l'effluent de la fabrique ont aussi des niveaux variables d'exposition à d'autres rejets ou à d'autres stress environnementaux, ou encore s'il y a des modifications d'habitat résultant des effets passés de la fabrique. Lorsque possible, le problème peut être réduit en modifiant la localisation des stations d'échantillonnage. Dans les milieux de déposition de sédiments, l'échantillonnage par carottage peut s'avérer utile pour déceler les tendances historiques.

3. Période d'échantillonnage

Le temps de l'année ou l'année particulière où l'échantillonnage a lieu peuvent embrouiller l'interprétation de la réponse de la communauté benthique à l'effluent. On peut évaluer la magnitude de cette confusion en étudiant le cycle vital des espèces formant la communauté benthique (relation entre le climat et les caractéristiques vitales historiques) et en examinant les données recueillies au cours des années précédentes dans les zones de référence.

4. Méthodes d'échantillonnage

Si des méthodes standard n'ont pas été utilisées, il peut arriver que l'effet de l'effluent sur la communauté benthique n'apparaisse pas clairement.

Tableau 6.3 La puissance statistique a-t-elle permis d'établir que la fabrique n'a pas d'effet?

Si on n'a pu établir de relation entre un descripteur de la communauté et l'effluent, il faudrait évaluer la puissance des tests statistiques utilisés.

La puissance d'un test statistique se définit comme la probabilité de détecter une ampleur donnée de relation entre la communauté benthique et l'effluent, appelée taille de l'effet, lorsque sont comparées des zones de niveaux variables d'exposition à l'effluent.

L'effet correspond à l'ampleur de la relation entre la communauté benthique et l'effluent qui est considérée écologiquement significative.

La taille de l'effet d'un descripteur particulier de la communauté peut être défini de trois façons (Environnement Canada 1997a):

a) Une fonction de la ***variabilité*** d'un descripteur de la communauté ***entre des observations faites à différents niveaux d'exposition***
b) ***L'information existante (littérature scientifique)*** sur l'ampleur et la nature acceptables de la réponse d'un descripteur de la communauté à l'effluent
c) ***Une opinion sociétale*** sur ce qui constitue une ampleur et une direction acceptables de changement de l'écosystème

Lorsque la ***taille de l'effet*** a été établie, on peut évaluer l'efficacité du plan d'échantillonnage. La capacité (puissance) à détecter la taille de l'effet doit alors être calculée. Si la puissance était inférieure à 80%, même si les résultats n'indiquent aucune différence significative, l'étude ne peut pas démontrer de façon concluante qu'il n'y a pas de relation entre la communauté et l'effluent.

Tableau 6.4 La charge relative de l'effluent a-t-elle changée significativement depuis le dernier cycle?

L'absence d'une relation entre la structure de la communauté et l'effluent est fondée sur la relation entre la charge déversée et les conditions du milieu récepteur. Si l'un ou l'autre de ces paramètres change **significativement**, alors on ne peut plus assumer qu'il n'y a pas d'impact et un programme d'échantillonnage doit être entrepris au cycle suivant. Les changements suivants de l'effluent ou du milieu récepteur peuvent provoquer la mise en œuvre d'un programme d'échantillonnage, dépendamment des particularités du site :
Changements de la qualité et du volume relatifs de l'effluent: La réponse de l'écosystème est déterminée par la charge relative de contaminants (ex. : nutriments, composés toxiques) déversée dans le milieu récepteur (ex. : capacité de dilution). La charge contaminante est déterminée par la concentration et le volume de l'effluent en relation avec le débit ou le volume du milieu récepteur. Par conséquent, si l'un ou l'autre de ces paramètres est modifié et que l'ARA considère que ces changements sont significatifs, alors un programme d'échantillonnage devient nécessaire.

Tableau 6.5 Le plan d'échantillonnage a-t-il permis de déterminer l'ampleur et l'étendue spatiale de l'effet?

Si on a pu établir une relation entre la communauté benthique et l'effluent, mais s'il est impossible à partir des données recueillies de déterminer l'étendue spatiale de la zone d'effet, un effort accru d'échantillonnage à des niveaux intermédiaires d'exposition est requis.

Tableau 6.6 Existe-t-il des alternatives approuvées pour l'étude des communautés benthiques?

Aucune alternative spécifique n'est recommandée à ce point. Cependant, différentes alternatives sont présentement examinées et ce tableau sera mis à jour à mesure que certaines alternatives seront jugées acceptables.

Tableau 6.7 Y a-t-il suffisamment de données récentes pour tirer une conclusion?

Le but premier du programme ESEE est d'évaluer si la réglementation est adéquate. Il y a trois conclusions possibles: il n'y a aucun effet, il y a un effet associé aux opérations de la fabrique, ou il y a des facteurs confondants qui empêchent de déterminer la cause d'un effet. 1. Pour déterminer s'il y a ou non des changements, au minimum deux cycles avec une puissance et une taille de l'effet qui rencontrent les exigences présentées au tableau 6.3 sont requis. 2. Facteurs confondants - Si les données sont suffisantes pour démontrer que d'autres rejets ou d'autres sources de contamination sont les premiers responsables des changements observés ou de l'absence de changement et que l'étude ne peut pas être modifiée pour isoler l'effet des rejets de la fabrique, alors on peut conclure que des facteurs confondants empêchent d'évaluer l'efficacité de la réglementation.

6.1.5 Plan d'échantillonnage

La présente section aborde en détails les caractéristiques du plan d'échantillonnage de l'ECI réalisée aux fins de l'ESEE. Une attention toute particulière est accordée au calendrier des échantillonnages, aux plans d'échantillonnage recommandés et à leur

application, ainsi qu'aux approches alternatives actuellement à l'étude.

6.1.5.1 Choix des zones de référence

Milieux marins et estuariens

1) La zone de référence devrait être comprise dans la même masse d'eau, le même courant hydrographique ou le même régime de marée que la zone exposée. En d'autres mots, elle devrait être le plus proche possible de la zone exposée. Les communautés d'invertébrés benthiques des milieux marins et estuariens sont beaucoup plus riches en espèces que celles des milieux dulcicoles; elles présentent en outre des rapports trophiques plus complexes, une gamme faunistique beaucoup plus large et des stratégies reproductives plus diversifiées. Ces différences tiennent simplement au fait que le benthos marin présente une diversité beaucoup plus grande que le benthos dulcicole en ce qui a trait aux types d'organismes. En raison de cette complexité et de la multitude des interactions entre les espèces marines, de légères variations des conditions physiques ou chimiques peuvent modifier radicalement la structure et la composition de la communauté benthique. Si on ajoute à cette différence l'effet d'une variation croissante de la colonisation larvaire aléatoire en fonction de la distance géographique (" dérive " géographique dans la structure de la communauté) et les barrières physiques d'un milieu côtier complexe, il est très rare qu'on puisse trouver des communautés d'invertébrés semblables d'une baie ou d'un fjord au suivant, ou qu'on puisse prédire la structure particulière de la communauté benthique à partir de facteurs liés aux sédiments (pour un examen récent des interactions entre les invertébrés marins et les sédiments, voir Snelgrove et Butman, 1994). Pour être en mesure de conclure avec un niveau de confiance raisonnable à l'existence d'un degré de similitude suffisant entre les communautés benthiques " naturelles " d'une zone côtière donnée et celles de la zone voisine, il doit exister entre les deux un échange d'eau suffisant. Cette situation est plus probable dans les zones côtières ouvertes que dans les baies et les fjords isolés.

2) Les zones de référence qui ne sont pas comprises dans la même masse d'eau ou le même régime hydrographique risquent de ne pouvoir servir qu'à une comparaison sommaire de caractéristiques telles que les variations de l'abondance et de la diversité des espèces. Si les conditions d'habitat sont suffisamment semblables à celles de la zone exposée, il peut être également possible de comparer des facteurs biotiques agissant à plus grande échelle, comme la présence de taxons caractéristiques présentant une longévité plus longue et vivant à des profondeurs ou sur des substrats déterminés (appelés " communautés parallèles " par Thorson (1957)). Il n'est pas recommandé de choisir des sites de référence à l'extérieur de la masse d'eau exposée

aux effets de l'usine, car il est alors impossible d'établir des comparaisons adéquates des communautés marines ou estuariennes.

Pour les communautés " statiques " (limitées dans leurs mouvements) échantillonnées dans un milieu estuarien ou marin, il est préférable d'utiliser une approche par gradient. En vertu de cette approche, les données de référence sont " les moins affectées " par l'effluent de l'usine mais demeurent essentiellement dans la fourchette des conditions physiques et des systèmes de circulation influant sur l'environnement de l'usine.

3) La zone de référence doit présenter un fort degré de similitude avec la zone exposée à l'effluent de l'usine pour ce qui est du substrat (taille et classement granulométrique des particules, chimie naturelle), des propriétés de profondeur, des régimes de courant, des propriétés physiques de l'eau, des régimes de matières nutritives et des caractéristiques de drainage. Certains aspects particuliers doivent être pris en compte pour la détermination de l'acceptabilité des zones de référence en milieux marins et estuariens. De nombreux facteurs physiques, en particulier la salinité, les marées et les courants, et les sulfures dans les sédiments, contribuent à rendre les milieux estuariens ou marins plus complexes que les milieux dulcicoles. Dans le cas des zones intertidales, la pente, l'exposition aux vagues, l'éclairage et l'étendue de l'estran jouent également un role déterminant à cet égard. Avant de conclure à l'acceptabilité d'une zone de référence, il convient de consulter des systèmes de classification détaillés comme ceux proposés pour les zones côtières marines par Frith *et al.* (1993), Booth *et al.* (1996), Robinson et Levings (1995), Hay *et al.* (1996) et Robinson *et al.* (1996). La classification des estuaires a été révisée par Matthews (1993), Scott et Jones (1995), Finlayson et van der Valk (1995) et Levings et Thom (1994). Aux États-Unis, le système le plus largement utilisé est celui proposé par Cowardin *et al.* (1979) et Cowardin et Golet (1995), avec des ajouts proposés par d'autres auteurs.

4) La zone de référence ne doit pas présenter de caractéristiques physiques importantes ou soumises à d'autres facteurs de rejets qui n'existent pas dans la zone d'étude de l'usine. Parmi ces facteurs confondants, mentionnons les effluents historiques exerçant toujours une influence sur les habitats benthiques, les effluents actuels provenant d'autres usines, les rejets d'eaux d'égouts ou d'eau de pluie, les rejets industriels, l'eau de ruissellement provenant de terres agricoles, etc., ainsi que divers facteurs physiques comme les barrages et les estacades, un taux de sédimentation exceptionnel ou un blocage provoqué par le flottage du bois, des inondations périodiques, etc. Les résultats de l'étude de premier cycle ont démontré qu'il peut être difficile de trouver des zones de référence adéquates comprises dans la même masse d'eau ou le même bassin hydrographique que les zones marines et estuariennes et protégées des effets de

l'usine ou de tout autre effet anthropique.

Eau douces: rivières et lacs

1. Les informations suivantes devraient être prises en compte au moment de définir et de délimiter les zones de référence en eau douce. **À l'aide de cartes, localiser les zones d'intérêt** (p. ex., emplacement de l'usine) et identifier également
   - l'écorégion dans laquelle se trouve la zone de référence;
   - le bassin hydrographique compris dans cette écorégion;
   - la tenure des terres environnantes et la bande de végétation riveraine.

Si un bassin hydrographique englobe plus d'une écorégion, les zones de référence doivent être choisies de manière qu'il y en ait un nombre proportionnel dans chaque écorégion (il peut alors être nécessaire d'opter pour un plan de Contrôle-Impact multiple). La superficie du bassin hydrographique choisi dépend de la classe du cours d'eau considéré. Si l'usine est située sur les rives d'un cours d'eau de quatrième ordre, le bassin hydrographique devrait être délimité par un cours d'eau de cinquième ordre (à la confluence de deux cours d'eau de quatrième ordre).

2. Évaluation de la zone d'étude :

- il convient de bien connaître les caractéristiques du panache de l'effluent (p. ex., dilution initiale, dispersion, etc.);
- déterminer le nombre et l'emplacement des zones exposées (proches, éloignées et très éloignées);
- vérifier s'il existe d'autres apports importants dans la zone étudiée;
- identifier l'habitat aquatique récepteur.

3. Type d'habitat aquatique récepteur - rivières :

1. Consulter les sections 6.1.2 (lieux d'échantillonnage) et 6.1.5.5 (Effort d'échantillonnage) pour obtenir des définitions des zones et des stations et pour connaître le nombre recommandé de stations par zone.

2. a) S'il n'y a pas d'apports en amont, choisir les zones de référence dans le bassin hydrographique où se trouve l'usine.

   b) Si des sources non ponctuelles ou d'autres sources ponctuelles d'apports existent en amont de l'effluent étudié, choisir les zones de référence dans le bassin hydrographique comparable le plus proche et le moins perturbé se trouvant à

l'intérieur de la même écorégion.

c) Si les perturbations physiques observées dans la vallée de la rivière sont liées à la présence de l'usine, les effets de l'effluent de cette usine peuvent être masqués en partie par ces perturbations. En conséquence, des zones de référence supplémentaires présentant les conditions physiques appropriées devraient être sélectionnées.

3. Procéder à une inspection sur le terrain afin de caractériser les zones exposées en ce qui a trait :

- au segment de vallée;
- au tronçon ou bief du cours d'eau;
- à la portion du chenal.

4. Procéder à une inspection sur le terrain afin d'apparier en fonction de caractéristiques communes les zones de référence aux zones exposées, en ce qui a trait :

- au segment de vallée;
- au tronçon ou bief du cours d'eau;
- à la portion du chenal.

Il est possible que les diverses zones exposées soient réparties dans des segments de vallée différents. Si tel est le cas, il faut sélectionner les zones de référence en veillant à apparier des segments de vallée pour chaque site d'exposition.

5. Vérification finale (Hughes, 1995). Les zones de référence devraient présenter :

- un chenal naturel;
- des berges ou des rives stables;
- une bonne zone de végétation tampon;
- un niveau d'eau naturel.

4. Type d'habitat récepteur - lacs :

1. Consulter les sections 6.1.2 (lieux d'échantillonnage) et 6.1.5.5 (Effort d'échantillonnage) pour obtenir des définitions des zones et des stations et pour connaître le nombre recommandé de stations par zone.

2. a) En l'absence de sources non ponctuelles ou d'autres sources ponctuelles, délimiter la zone d'influence de l'effluent. Cette précaution est particulièrement importante pour les lacs où les rejets ou l'écoulement de l'effluent ne sont pas unidirectionnels.

b) Si des sources non ponctuelles ou d'autres sources ponctuelles existent ailleurs sur le lac, choisir les zones de référence dans les lacs comparables les plus proches à l'intérieur du même bassin hydrographique ou dans un bassin adjacent compris dans la même écorégion.

c) Si les perturbations physiques observées dans la zone sont liées à la présence de l'usine, les effets de l'effluent de cette usine peuvent être en partie masqués par ces perturbations. En conséquence, des zones de référence supplémentaires présentant des caractéristiques physiques comparables devraient être sélectionnées.

3. a) Si des études effectuées à l'aide de traceurs chimiques montrent que les effets de l'effluent sont localisés et limités, choisir les zones de référence dans le lac où se trouve l'usine. Ces zones de référence devraient se trouver dans des baies ou des bassins séparés mais présentant des caractéristiques comparables.

b) Si les études effectuées à l'aide de traceurs chimiques montrent que l'effluent se disperse complètement dans le lac, choisir les zones de référence dans le lac comparable le plus proche dans le même bassin hydrographique ou dans un bassin adjacent compris dans la même écorégion.

4. Utiliser des cartes et les sources documentaires existantes pour caractériser :
- l'origine, l'emplacement et les liens hydrologiques du lac;
- sa morphométrie;
- son état trophique;
- la zone et le type de substrat.

5. Les zones de référence devraient ressembler aux sites exposés en ce qui a trait aux caractéristiques suivantes :
- l'origine, l'emplacement et les liens hydrologiques;
- la morphométrie;
- l'état trophique;
- la zone et le type de substrat.

6. Vérification finale (Hughes, 1995). Les zones de référence devraient présenter :
- une rive à l'état naturel;
- une rive stable;
- une végétation riveraine naturelle bien développée;
- un niveau d'eau naturel.

6.1.5.2 Périodes d'échantillonnage

Le calendrier des échantillonnages doit être uniforme d'une étude à l'autre. On choisira de préférence la période de l'année durant laquelle la diversité biologique est maximale afin de maximiser la quantité d'informations biologiques recueillies et d'accroître les chances d'observer les communautés d'invertébrés pendant la période de l'année où leurs réactions au milieu risquent de receler le plus d'informations. En règle générale, cette période correspond aux cycles saisonniers de recrutement des organismes benthiques. Les périodes de reproduction et les fluctuations de l'abondance des organismes benthiques sont liées au climat et à l'abondance de la nourriture. De nombreux insectes dont le cycle biologique comporte un stade en eau douce se reproduisent au printemps et à l'automne. Dans la plupart des habitats lotiques, l'échantillonnage devrait être effectué en automne, alors que la plupart des taxons sont présents ou ont atteint une taille suffisante pour être recueillis à l'aide de l'équipement d'échantillonnage. Dans les grands lacs où la communauté benthique est souvent dominée par les annélides, les crustacés et les mollusques, les périodes d'émergence des insectes sont moins importantes pour la détermination du calendrier d'échantillonnage. En milieu marin, l'échantillonnage devrait être effectué à la fin de l'été ou à l'automne, car de nombreux organismes benthiques ont un stade larvaire planctonique et, de ce fait, n'apparaissent pas dans le benthos avant cette période. En outre, les populations dont le recrutement survient au printemps se sont alors stabilisées. Si le système étudié a déjà fait l'objet antérieurement d'études du benthos, il convient d'examiner ces données et, le cas échéant, de procéder à des échantillonnages pendant les mêmes périodes à des fins des comparaisons. Toutefois, la saison préférée pour l'étude pourrait être limitée par le type d'équipement d'échantillonnage choisi, les conditions du courant et l'état de l'effluent. L'utilisation de tous les types d'équipements risque de soulever des difficultés pendant des périodes de débit élevé. Par ailleurs, il convient d'éviter les périodes où il n'y a pas de rejet d'effluent. La détermination du calendrier d'échantillonnage exige une bonne connaissance des fluctuations saisonnières et des cycles de vie des organisemes benthiques ainsi que de l'évolution du régime hydrologique du système étudié. Rosenberg et Resh (1993), Johnson *et al.* (1993), Rees (1984), Malley et Reynolds (1979), Barber et Kevern (1974) et Jonasson (1955) fournissent des indications utiles sur le choix de la période d'échantillonnage.

6.1.5.3 Sélection du type d'habitat dominant

Contrairement aux instructions données dans le guide technique antérieur, seul le type d'habitat dominant devrait être échantillonné pendant une ECI (RÉF). Il n'est probablement pas nécessaire de procéder à l'échantillonnage de toutes les classes d'habitats proportionnellement à leur abondance (tel que recommandé précédemment) pour obtenir un niveau de surveillance biologique adéquat. Par ailleurs, l'EPA des États-

Unis (Plafkin *et al.*, 1989) a observé, au cours d'une étude pilote effectuée en rivières, que les communautés de macroinvertébrés associées aux rapides réagissent aux incidences d'un effluent de la même manière que les communautés associées à plusieurs habitats. Par exemple, en présence de conditions de stress, la réduction du nombre de taxons était comparable dans les deux cas. Comme les ressources affectées à la plupart des études de surveillance biologique sont en général limitées, le fait de restreindre l'échantillonnage à un seul habitat permet de réduire la variabilité inhérente à l'échantillonnage des substrats naturels, laquelle ne ferait que s'intensifier lorsque l'effort d'échantillonnage doit porter sur plusieurs habitats différents. En conséquence, pour des raisons de rentabilité et de facilité d'interprétation des données, il convient de décider si l'échantillonnage doit être ffectué dans des habitats de sédimentation ou dans des habitats d'érosion, dans le milieu dulcicole récepteur. En outre, dans les milieux estuariens ou marins où l'échantillonnage peut viser le substrat intertidal ou le substrat subtidal, il est important de choisir le milieu récepteur le plus approprié. La présente section vise à apporter des éclaircissements sur les approches et les questions à considérer dans le choix de la classe d'habitat à échantillonner pendant une ECI.

Milieux récepteurs dulcicoles

La détermination et le repérage des types d'habitats appropriés constituent un aspect critique de l'étape préalable à la conception d'une ECI. En l'absence d'un inventaire précis et à jour des habitats, il est difficile de choisir le type d'habitat dominant. Pour obtenir des informations additionnelles sur l'inventaire et la classification des habitats, prière de se reporter à la section 2.3 du chapitre 2. Des précisions supplémentaires sur les milieux d'eau courantes ont présentées dans Cuffney *et al.* (1993), Plafkin *et al.* (1989) et Meador *et al.* (1993).

Pour choisir le type d'habitat approprié aux fins de l'échantillonnage dans le cadre d'une ECI en milieux récepteurs dulcicoles, il convient de répondre aux questions suivantes :

1) Quel est l'habitat qui, en l'absence de toute influence anthropique, abrite le plus riche assemblage d'invertébrés à l'intérieur du bassin à l'étude?
2) Dans quel habitat les invertébrés risquent-ils le plus d'être exposés de façon prolongée à des contaminants présents dans les sédiments ou dans l'eau?
3) Quel est le type d'habitat le plus représentatif du bassin à l'étude?

Lorsque les réponses à ces trois questions convergent dans une même direction, la décision est simple. Toutefois, il est rare qu'il en soit ainsi. Par exemple, dans les cours d'eau, l'habitat de rapides, riche en espèces, risque d'être extrêmement sensible aux variations de la qualité de l'eau, puisqu'il peut abriter un assemblage diversifié d'espèces

présentant des sensibilités fort diverses aux changements de la qualité de l'eau. En conséquence, la communauté de cet habitat risque de présenter des changements de plus forte amplitude que les communautés moins diversifiées. Toutefois, les habitats de rapides sont par définition situés dans des zones d'érosion et, de ce fait, risquent de ne pas être exposés à des concentrations élevées ou durables de contaminants présents dans les sédiments. En revanche, la faune des zones de sédimentation, bien qu'elle soit généralement moins riche au plan taxonomique, présente un intérêt pour les études de surveillance biologique car elle est exposée pendant des périodes plus longues à des concentrations élevées de contaminants présents dans les sédiments. Les communautés des zones de sédimentation risquent donc de réagir à la présence des contaminants avant les communautés plus sensibles - mais moins exposées - des zones d'érosion. Le troisième aspect à considérer, évidemment, est l'importance relative d'un habitat donné dans le bassin à l'étude. Si un habitat extrêmement sensible et diversifié ne représente que 5 % de la superficie du bassin à l'étude, les changements survenus au sein de la communauté d'invertébrés associée à cet habitat risquent d'être considérés comme peu représentatifs au plan écologique ou social. L'analyse des considérations sociales sort toutefois du cadre de la présente étude. Enfin, une quatrième question doit également être examinée :

4) Quelle est la classe d'habitat pour laquelle on dispose déjà d'informations recueillies durant un cycle antérieur de l'ESEE ou dans le cadre d'un autre programme d'échantillonnage?

Ainsi, pendant la phase de conception d'une ECI, le choix du type d'habitat à échantillonner est critique et influera sur de nombreux autres aspects de la conception de l'étude dont il sera question dans le présent document. Il faut accorder une attention particulière aux questions soulevées dans la présente section et à leurs rapports avec les effets écologiques attendus. Si les échantillonnages effectués pendant le premier cycle ont porté sur plus d'un type d'habitat, les données obtenues devraient être examinées aux fins de la conception du cycle suivant (voir le chapitre 3 pour un examen plus approfondi de la taille de l'effet critique et des analyses de puissance). Soulignons que si l'on juge souhaitable, compte tenu de ce qui précède, d'échantillonner plusieurs types d'habitat, il convient d'examiner la question avec l'ARA local. Toutefois, la décision d'échantillonner un deuxième type d'habitat ne devrait pas entraîner une réduction de l'effort d'échantillonnage dans le premier, ni à l'échelle des sous-échantillons, ni à celle de la station ou de la zone.

Environnements récepteurs marins/estuariens

L'habitat dominant est celui qui occupe la plus vaste superficie et qui risque le plus de subir les effets de l'effluent. Toutefois, la sélection des habitats principaux doit être

effectuée en considération des difficultés soulevées par l'échantillonnage en milieu marin. Par exemple, si l'habitat principal est un escarpement rocheux vertical qui plonge à une profondeur de 300 m immédiatement sous l'émissaire de l'effluent, l'échantillonnage des invertébrés benthiques exige des moyens techniques très lourds. Par ailleurs, en présence de plusieurs habitats disponibles et appropriés, un choix s'impose. Dans certains cas, on pourra décider d'échantillonner plus d'un habitat (gradient radial ou plan comparable). Les habitats à substrats mous devraient être choisis de préférence, puisque l'échantillonnage y est généralement plus quantitatif. Dans tous les cas, le choix de l'habitat doit être justifié et approuvé par l'ARA local.

Voici les aspects dont il convient de tenir compte dans le choix de l'habitat à échantillonner.

1. Quel est l'habitat le plus actif ou " important " au plan biologique?

Lorsque le milieu subtidal le plus exposé à l'effluent de l'usine est constitué à la fois de sédiments consolidés et non consolidés, on peut échantillonner les deux ou se limiter à un seul type de substrat. Tout bien considéré, les sédiments non consolidés se prêtent plus facilement à un échantillonnage quantitatif. Toutefois, s'il apparaît évident qu'un substrat composé de sable grossier n'abrite pratiquement aucun macroorganisme dans les dix premiers centimètres (ou la profondeur de pénétration de l'appareil d'échantillonnage) alors que le récif voisin est extrêmement riche et abrite un grand nombre d'espèces de poissons, c'est ce dernier habitat qui doit être choisi. De la même façon, si un des types d'habitat importants directement exposés aux effluents de l'usine abrite une importante ressource halieutique, on pourra juger qu'il est le plus important au plan biologique. Les informations préliminaires recueillies préalablement à l'étude pour la plupart des usines devraient permettre d'examiner certains de ces aspects en vue de les soumettre à l'ARA local.

2. L'habitat dominant peut-il être " classifié " en fonction d'un type physique reconnu et d'espèces caractéristiques?

La classification des habitats a fait l'objet de nombreux travaux et les systèmes mis au point et examinés par les chercheurs peuvent aider à comparer les facteurs biotiques " attendus " aux facteurs biotiques réels observés au voisinage de l'usine. Des informations utiles sur la classification des habitats côtiers du monde sont fournies par Frith *et al.* (1993a), Booth *et al.* (1996), Robinson et Levings (1995), Hay *et al.* (1996) et Robinson *et al.* (1996). La classification des estuaires a été examinée par Matthews (1993), Scott et Jones (1995), Finlayson et van der Valk (1995) et Levings et Thom (1994). Aux États-Unis, le système le plus largement utilisé est celui proposé par

Cowardin *et al.* (1979) et Cowardin et Golet (1995), avec des ajouts proposés par d'autres auteurs.

3. Du fait de sa profondeur de rejet ou de sa flottabilité, l'effluent risque-t-il d'influer davantage sur les zones intertidales ou subtidales?

Si l'effluent est rejeté dans une zone intertidale et demeure principalement dans cette zone, c'est cette dernière qui devrait être retenue aux fins de l'échantillonnage. Toutefois, si l'effluent touche à la fois des habitats de la zone intertidale et de la zone subtidale, on retiendra de préférence l'habitat subtidal puisque les incidences sur les poissons y seront vraisemblablement plus importantes. Le cas échéant, et avec l'approbation de l'ARA, on pourra choisir d'échantillonner les deux habitats.

4. Quel est l'habitat de rivage dominant de la zone intertidale DIRECTEMENT exposée à l'effluent?

Dans bien de cas, l'habitat côtier est constitué d'un mélange de limon, de sable, de gravier et de roches. Dans les baies situées près de l'embouchure d'un cours d'eau, on observe généralement une accumulation de substrats mous composés de sable ou de limon. Les zones d'étude estuariennes sont généralement constituées en large partie de substrats mous provenant des rivières. Si les proportions d'habitats de sédimentation et d'érosion sont approximativement les mêmes, on choisira de préférence les habitats de sédimentation, puisque c'est là que les substances rejetées dans les effluents de l'usine ont tendance à s'accumuler et que les effets néfastes de l'enrichissement organique risquent le plus de se manifester. Les substrats des zones d'érosion ont tendance à être " nettoyés " ou " récurés " par l'action du courant.

Cependant, si la proportion des habitats à substrats consolidés est largement supérieure à celle des substrats non consolidés, ou si les sédiments charriés par l'effluent de l'usine ont commencé à se déposer le long d'une côte rocheuse autrefois " propre ", il pourrait être préférable de choisir ce type d'habitat aux fins de l'échantillonnage.

5. Quelles zones de l'habitat dominant sont exposées à des facteurs confondants susceptibles d'affecter les communautés benthiques?

Les communautés benthiques présentes dans les zones d'échantillonnage soumises à des facteurs confondants d'origine naturelle ou anthropique compliquent l'interprétation des effets de l'usine et doivent de toute évidence être évitées. Par exemple, s'il faut choisir entre des substrats consolidés et non consolidés et si seulement un de ces types de substrat est protégé de l'effet des facteurs confondants, le choix de l'échantillonneur devra porter

sur ce dernier.

6. Quel est le milieu touché par les rejets en zone subtidale?

De toute évidence, c'est le milieu le plus exposé à l'effluent qui devrait être retenu aux fins de l'échantillonnage. Ce choix influe également sur le plan d'échantillonnage. Dans un estuaire, si le rejet s'effectue à la surface et si celle-ci est composée d'une couche importante et permanente d'eau douce avec un faible apport d'eau salée en profondeur à marée haute, l'habitat dominant à échantillonner doit être choisi en aval de l'usine. Toutefois, si l'apport d'eau salée résultant de l'action des marées est important, l'échantillonnage doit être effectué en amont et en aval de l'usine. Un grand nombre d'autres facteurs de ce type doivent être pris en compte. Dans bien des cas, il faut recueillir, avant le début de l'étude, des informations détaillées en vue de mieux caractériser les habitats et la dispersion des effluents.

6.1.5.4 Plans d'échantillonnage

Quatre plans d'échantillonnage sont recommandés pour les études des communautés benthiques marines et dulcicoles :

1) le plan d'étude Contrôle-Impact (C-I)
2) le plan d'étude Contrôle-Impact multiple (C-IM)
3) le plan d'étude par Gradient linéaire (GL)
4) le plan d'étude par Gradient radial ou multiple (GRM)

Ces plans d'échantillonnage se subdivisent en deux catégories fondamentales relevant chacune d'une philosophie particulière. Les plans d'échantillonnage C-I et C-IM satisfont aux conditions d'application de l'analyse de variance (ANOVA) et servent à déterminer l'ampleur des différences existant entre des zones homogènes exposées et non exposées. Les plans d'échantillonnage GL ou GRM servent pour leur part à examiner les changements qui surviennent dans la structure des communautés tout au long d'un gradient physique ou d'un gradient de concentration de l'effluent.

Plan d'étude Contrôle-Impact

Le plan d'étude le plus simple à utiliser pour la surveillance des effets environnementaux est le plan Contrôle-Impact (ou référence-exposition) (Green, 1979). Dans les rivières, ce système prévoit la sélection d'une zone de référence en amont et une série de zones exposées en aval, réparties en zones proche, éloignée et, le cas échéant (selon la

détermination de l'arbre de décision), très éloignée (figure 6.3). Les degrés d'exposition à l'effluent de l'usine varient d'une zone à l'autre, mais ils sont homogènes à l'intérieur de chacune d'elles. Les classes d'habitats échantillonnées doivent être uniformes d'une zone à l'autre et, exception faite du degré d'exposition, présenter le plus grand nombre de caractéristiques en commun (p. ex., substrat, vitesse du courant, propriétés de l'eau, gradients environnementaux, tenure des terres, etc.). Ce plan d'étude est recommandé pour les rivières et les cours d'eau simples et homogènes, qui ne sont pas exposés à des facteurs confondants en amont ni à des effluents provenant d'autres sources près du site ou dont l'habitat dominant est réparti en portions clairement délimitées dans l'espace mais homogènes (p. ex., affleurements rocheux épars).

Plan d'étude Contrôle-Impact multiple

Le recours à une zone de référence unique comporte deux difficultés principales : le risque de facteurs confondants et la pseudo-répétition (Hurlbert, 1984). Ainsi, plusieurs variables environnementales, outre la présence d'une source ponctuelle d'effluents, permettent de distinguer la zone de référence unique de la zone exposée. Dans les systèmes où il est impossible de trouver une zone de référence appropriée en raison de l'effet de facteurs confondants, ou dans les cas où l'on constate, après examen des données historiques (p. ex., données du premier cycle), qu'il est préférable d'utiliser plus d'une zone de référence, le plan d'étude Contrôle-Impact multiple peut se révéler une option valable. Un schéma illustrant l'utilisation de ce plan d'étude pour une usine installée sur les rives d'une rivière importante ou d'un lac ou sur la côte est présenté à la figure 6.4. Le plan d'échantillonnage doit être conçu de manière à ce que des sites de référence présentant un niveau de dégradation minimale soient situés dans des bassins hydrographiques adjacents ou dans des baies voisines et soient caractérisés par un assemblage de classes d'habitats comparables à celui observé dans la zone directement exposée à l'effluent de l'usine.

De par leur conception, les plans d'études C-I et C-IM permettent d'étudier les différences particulières liées à la taille des effets observés entre les diverses zones d'étude. Ces plans satisfont aux conditions d'application de l'analyse de variance (ANOVA) et des analyses de puissance qui s'y rattachent (chapitre 3). Ces méthodes s'appliquent avec souplesse et peuvent fournir des indicateurs fondés sur le " poids de la preuve " de la présence ou de l'absence d'un effet biologique imputable à l'usine et de la taille de cet effet. Ces plans supposent au départ que l'exposition à l'effluent et les conditions de l'habitat sont homogènes dans toutes les stations comprises à l'intérieur de la zone d'échantillonnage, ou encore que l'exposition à l'effluent varie à l'intérieur de limites acceptables pour une zone donnée (p. ex., site éloigné ≤ 1 %). Toutefois, dans certains cas, cette condition de départ peut ne pas être respectée à cause du régime de courants ou de certaines conditions de l'habitat. Il est alors plus approprié de recourir au plan d'étude par gradient.

Plan d'étude par gradient linéaire

Lorsque l'habitat n'est pas homogène et que des changements environnementaux sont évidents tout au long du parcours de dilution de l'effluent, il est préférable d'opter pour le plan à gradient linéaire. Les plans à gradient conviennent également lorsqu'il est impossible de trouver une zone de référence appropriée en amont de l'usine ou une zone de référence appropriée distincte dans une baie ou dans un bassin hydrograpique adjacent (pour en savoir plus sur le choix des zones de référence appropriées, voir le chapitre 3).

Les plans à gradient sont recommandés pour les zones marines exposées à une source ponctuelle d'effluents où la dilution observée, à mesure qu'on s'éloigne de cette source, s'accompagne d'une variation des paramètres de l'habitat. L'approche par gradient permet d'examiner les variations par rapport à un " modèle " dynamique prévu de facteurs biotiques et environnementaux connexes en fonction d'un gradient spatial. Elle se prête davantage à l'analyse de régression (ou à une méthode équivalente), pour laquelle il est plus rentable de chercher à recueillir des données exactes sur les variables biotiques et l'habitat pour une gamme suffisamment grande de conditions que de consacrer des efforts équivalents à des répétitions (p. ex., cinq stations à l'intérieur d'une zone). Cette méthode est fondée sur l'hypothèse selon laquelle l'effet d'une source ponctuelle d'effluents s'estompe progressivement à mesure qu'on s'éloigne de cette source. Ainsi, il n'est pas toujours possible de juger de la présence ou de l'absence d'un effet à un endroit donné, et il est plus facile de mettre en évidence la présence d'effets en fonction de la distance à partir de la source ponctuelle. Il convient alors de déterminer à quel endroit précis le long du gradient l'effet étudié n'est plus détectable ou n'est plus significatif. En conséquence, avec les plans à gradient linéaire, les données de référence proviennent des stations les plus éloignées de la source de l'effluent.

Un gradient n'est pas nécessairement rectiligne, et les stations d'une zone donnée ne sont pas nécessairement équidistantes le long de ce dernier. En réalité, l'absence de zones d'échantillonnage homogènes est l'une des raisons qui justifient le choix du plan à gradient. L'espacement des échantillons peut être plus ou moins équidistant le long du gradient, à mesure qu'on s'éloigne de la source d'effluent. L'effet de dilution importe ici moins que la couverture spatiale de l'échantillonnage. Il n'existe pas d'espaces " blancs " entre les zones d'échantillonnage distinctes, mais plutôt un continuum de stations d'échantillonnage réparties tout au long du gradient. Toutefois, si la dilution de l'effluent change brusquement dans l'environnement récepteur, il convient d'accroître l'effort d'échantillonnage sur cette portion particulière du gradient afin de détecter avec précision les changements soudains des effets de l'usine (aggravation ou amélioration). Le plan d'étude devrait toujours viser à répondre aux questions suivantes : Sur quelle distance

l'effet demeure-t-il perceptible? Quelle est la taille de cet effet, le cas échéant?

Le plan à gradient est recommandé pour les habitats physiquement " linéaires " comme les certaines rivières, les estuaires, les zones intertidales et les fjords côtiers étroits, dans les cas où il est impossible de trouver une zone de référence appropriée en amont de l'usine ou ailleurs et où un gradient linéaire de stations permet de déterminer adéquatement l'étendue des effets dans l'espace. Comme pour les autres plans, il est recommandé de prélever au moins deux échantillons aléatoires à chaque station (cependant, voir la section traitant de l'effort d'échantillonnage, en 6.1.5.5). Il est toutefois important d'éviter, dans la mesure du possible, la multiplication des gradients concurrents. La présence d'un trop grand nombre de gradients le long du parcours d'échantillonnage risque de compliquer l'interprétation des facteurs exerçant un effet. Si cette situation est inévitable, il faut alors procéder à une échantillonnage détaillé des autres facteurs susceptibles d'influer sur les changements fauniques observés le long du gradient. Par exemple, dans un milieu intertidal, la meilleure façon de procéder pourrait être d'échantillonner le long d'un gradient s'éloignant de la source d'effluent. Dans ces conditions, il faut cependant mesurer de façon adéquate les changements qui peuvent se manifester au niveau du type de substrat, de la pente, de l'éclairage et de l'exposition aux vagues (voir le chapitre 7).

Plan d'étude par gradient radial ou multiple

Cette quatrième option peut convenir pour les usines installées sur la côte ou sur les rives d'un lac. L'échantillonnage est alors effectué le long de plusieurs gradients distincts s'éloignant de la source d'effluent (figure 6.6). Comme le plan d'étude C-IM, le plan d'étude à gradient radial couvre un éventail plus large de conditions de référence. Il offre en outre une meilleure couverture spatiale, ce qui est un atout dans le cas des zones non homogènes, des zones côtières ouvertes ou des lacs où la circulation de l'eau et les courants sont souvent assujettis à des régimes complexes et où l'on peut trouver une variété de classes d'habitats ou de gradients d'importance égale. Dans certains cas, il peut également être utile d'établir une comparaison entre des gradients exposés et des gradients de référence. Le choix du plan le plus approprié pour chaque étude de la communauté d'invertébrés de l'ESEE doit être fondé sur l'examen des résultats des études antérieures (p. ex., données recueillies lors du premier cycle, données historiques ou données préliminaires sur les classes d'habitats recueillies avant le début de l'étude).

Un résumé des caractéristiques, des conditions d'application et des limites des quatre plans d'étude est présenté au tableau 6.8. Rappelons que ces quatre options sont soumises uniquement à titre de recommandations et ne représentent pas la totalité des plans d'étude s'appliquant à ce genre d'étude. Dans certains cas, on pourra juger utile de combiner ces plans afin de meiux satisfaire aux exigences de l'ESEE. Une telle combinaison ou la

modification d'un des plans recommandés pourrait être justifiée, notamment, lorsque l'habitat dominant est restreint dans l'espace, homogène mais réparti en parcelles distinctes et présente un gradient d'effluent, mais qu'il est impossible de trouver une zone de référence appropriée en amont de l'usine ou dans un bassin hydrographique adjacent. En pareil cas, on pourrait modifier le plan C-I de manière à ce que la zone de référence soit située en aval plutôt qu'en amont (figure 6.7) de la source ponctuelle. La zone de référence en aval devrait évidemment satisfaire aux exigences des autres plans recommandés s'appliquant aux zones de référence. Par ailleurs, dans le cas où l'effluent se diffuse rapidement (p. ex., zones côtières ou lacs) mais où l'on observe un gradient de profondeur prononcé, on peut recourir à l'échantillonnage aléatoire stratifié par degré de profondeur tel que décrit par Gray *et al.* (1992). Toutefois, toute décision de s'éloigner des quatre recommandations fondamentales ne devrait être prise qu'après consultation de l'ARA local.

Tableau 6.8 Plans d'échantillonnage des communautés benthiques

Type de plan	Milieu récepteur	Zones de référence (contrôle)	Zones exposées (impact)	Méthodes statistiques
Contrôle-Impact (C-I)	Rivières et autres cours d'eau	Zone de référence unique située en amont de l'émissaire	Proche/éloignée/très éloignée (optionnelle), selon la concentration de l'effluent dans le milieu récepteur	ANOVA
Contrôle-Impact multiple (C-IM)	Rivières ou lacs dont les rives présentent une homogénéité spatiale	Zones de référence multiples dans le même bassin hydrographique ou la même baie, ou dans une baie ou un bassin adjacent présentant des caractéristiques écologiques semblables	Proche/éloignée/très éloignée (optionnelle), selon la concentration de l'effluent dans le milieu récepteur	Analyse de variance à plusieurs variables (MANOVA) / analyse multivariée
Gradient linéaire (GL)	Rivières, lacs, fjords marins, estuaires intertidaux ou étroits sans écoulement en amont	Série de stations de référence à concentration d'effluents faible ou nulle, situées à l'extrémité d'un gradient de la concentration d'effluents	Gradient unique traversant les zones exposées proche, éloignée et très éloignée (optionnelle) de la concentration de l'effluent dans le milieu récepteur	Régression/ analyse multivariée
Gradient radial ou multiple (GRM)	Lacs, estuaires marins et sites côtiers à écoulement bidirectionnel	Séries multiples de stations de référence à concentration d'effluents faible ou nulle, situées à l'extrémité éloignée de plusieurs gradients de la concentration de l'effluent de l'usine	Gradients multiples traversant les zones proche et éloignée de la concentration de l'effluent dans le milieu récepteur	Régression/ analyse multivariée

Figure 6.3 Plan d'étude Contrôle-Impact pour les rivières et autres cours d'eau

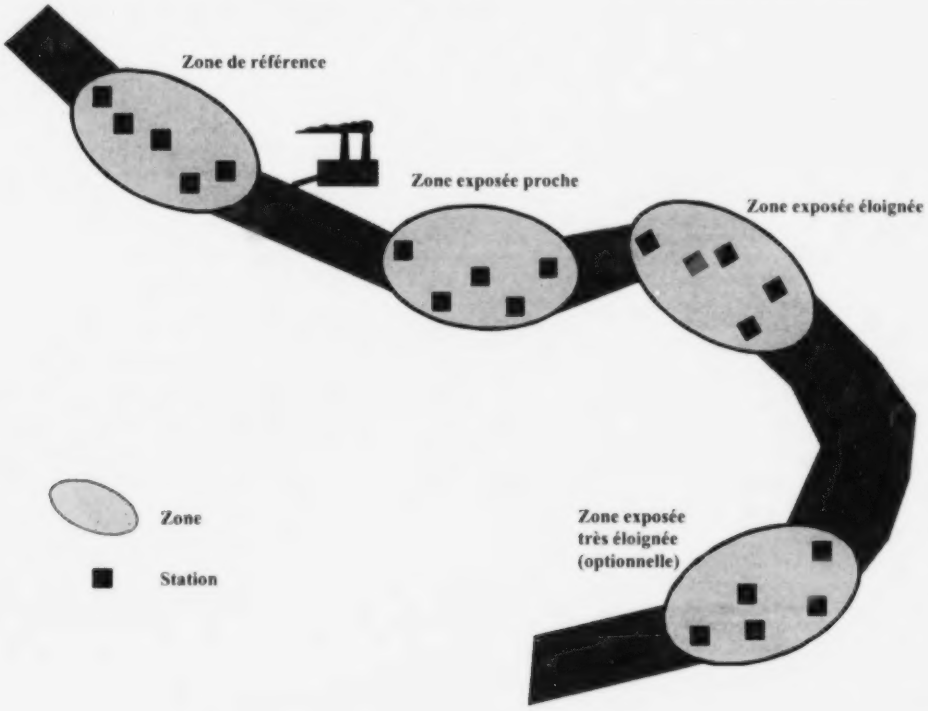
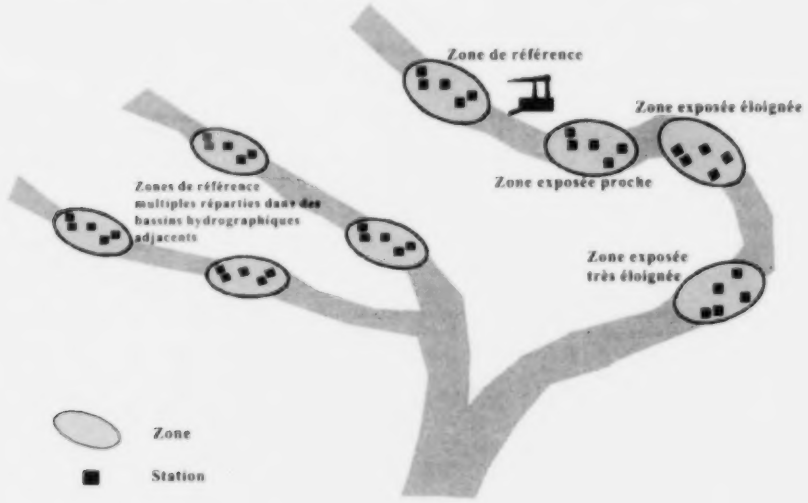


Figure 6.4 Plan d'étude Contrôle-Impact multiple

A : Rivières et autres cours d'eau



B : Eaux douces: lacs spatialement homogènes

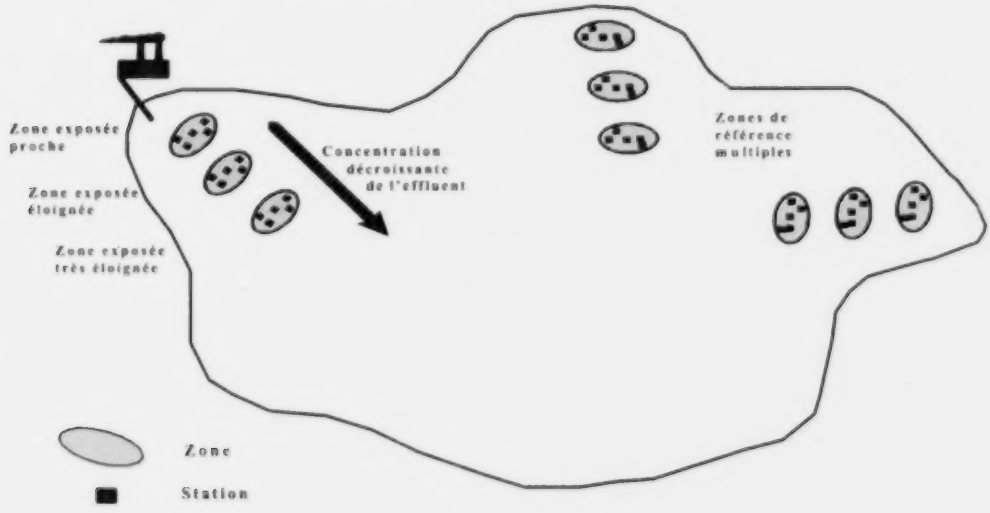


Figure 6.5a Plan d'étude à gradient linéaire pour les rivières et autres cours d'eau

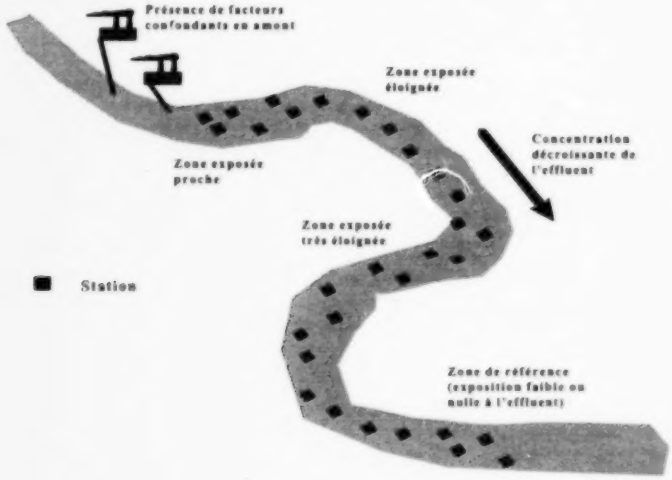


Figure 6.5b Plan d'étude à gradient linéaire pour les lacs ou les baies ou fjords étroits des zones côtières

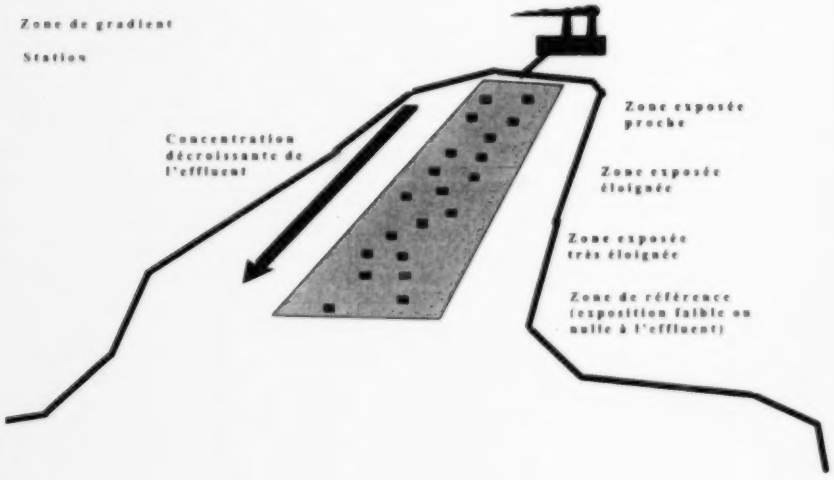


Figure 6.6 Plan d'étude à gradient radial pour les lacs ou les zones côtières

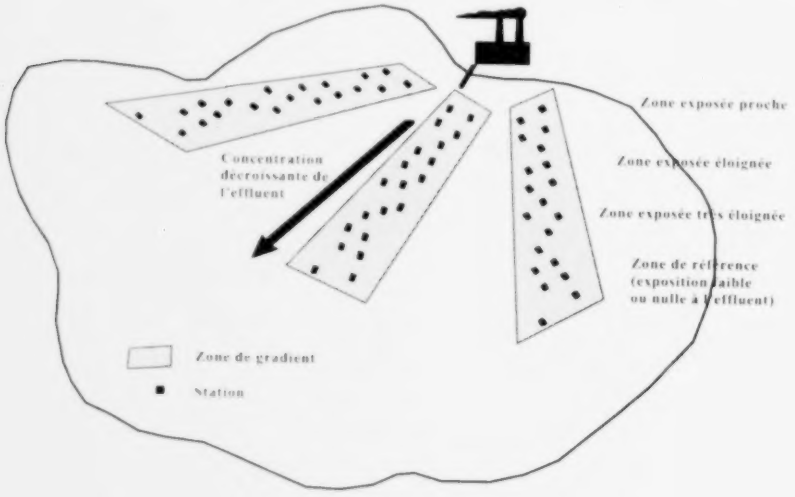


Figure 6.7 Plan d'étude combiné (C-I avec zone de référence en aval) pour les rivières. À noter que toutes les usines sont homogènes en ce qui concerne les variables environnementales

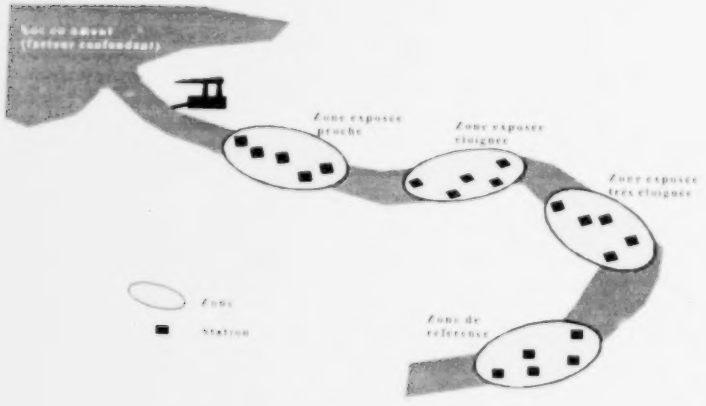


Figure 6.6 Plan d'étude à gradient radial pour les lacs ou les zones côtières

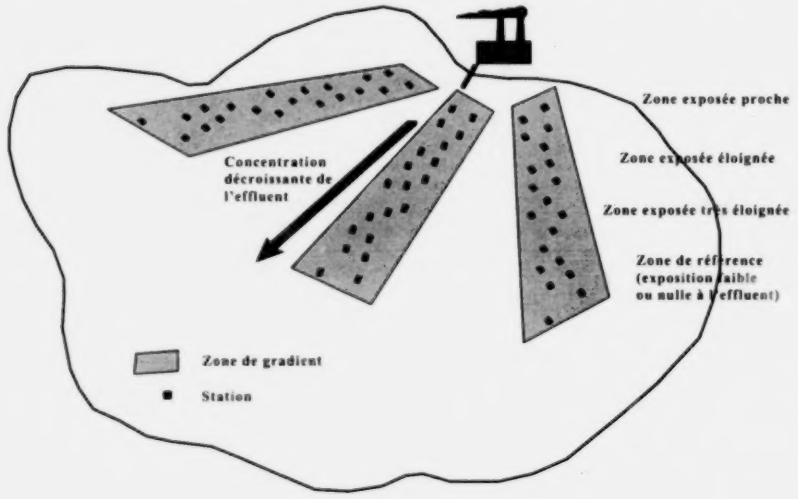
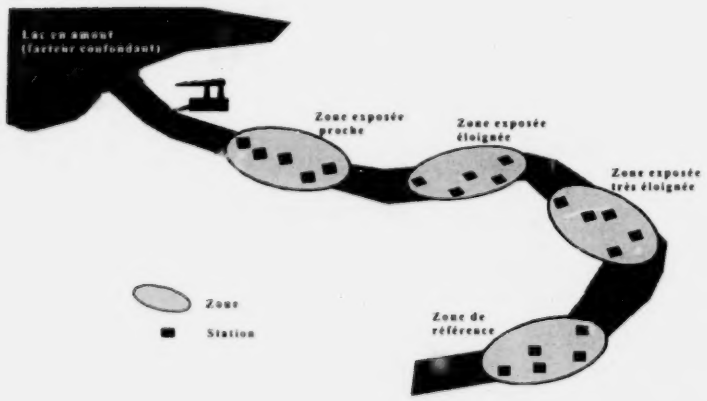


Figure 6.7 Plan d'étude combiné (C-I avec zone de référence en aval) pour les rivières. À noter que toutes les usines sont homogènes en ce qui concerne les variables environnementales



6.1.5.5 Effort d'échantillonnage

Une fois le choix du type d'habitat et du matériel d'échantillonnage arrêté, il faut déterminer l'ampleur de l'effort d'échantillonnage à tous les niveaux. La présente section explique la façon de déterminer l'effort d'échantillonnage requis tant à l'échelle des **stations** qu'à celle des **sous-échantillons**.

Répartition des stations

Il convient en premier lieu de déterminer le nombre et la répartition des stations dans les zones de manière à ce que le plan d'échantillonnage satisfasse aux exigences de surveillance de l'ESEE et aux questions se rattachant au site à l'étude. Chaque site doit comporter un certain nombre de stations, dont la valeur exacte sera déterminée à l'aide d'une analyse de puissance. La répartition des stations dépend des conditions particulières observées dans chacun des sites à l'étude et du plan d'échantillonnage retenu (voir la section 6.1.5.4). Des instructions sur la façon de calculer le nombre de stations nécessaires pour atteindre un niveau de puissance donné avec le plan d'étude Contrôle-Impact et l'analyse de variance sont fournies par Lowell (1997) et décrites ci-après. Le nombre de répétitions (c.-à-d., le nombre de stations) pour les plans d'étude par gradient ne devrait pas être inférieur à celui recommandé pour le plan d'étude C-I de base.

Lowell (1997) fournit un exemple détaillé illustrant l'application d'une analyse de puissance aux données sur la communauté d'invertébrés recueillies durant le premier cycle de l'ESEE. Un exemple illustrant la façon de déterminer la taille de l'effet critique fondé sur la variabilité inhérente observée dans les zones de référence est présenté ci-dessous.

Détermination de la taille de l'effet critique

Mapstone (1995) illustre à l'aide d'un exemple hypothétique la façon de déterminer la taille de l'effet critique (*critical effect size* ou ES_{crit}) en utilisant le pourcentage de réduction de la couverture d'une espèce d'algue importante reconnue comme exerçant une influence déterminante et durable sur le fonctionnement de la communauté. Malheureusement, il est rare que l'on dispose d'informations écologiques aussi détaillées (Keough et Mapstone, 1995). Une autre façon d'établir la taille de l'effet d'une manière écologiquement pertinente consiste à définir cette taille par rapport à l'étendue normale de la variabilité observée dans des communautés de référence relativement peu touchées, c'est-à-dire à fixer la valeur de ES_{crit} au degré de changement où la moyenne pour la zone touchée tombe à l'extérieur de l'intervalle normal enregistré dans les stations non touchées de la zone de référence caractérisées par le même type d'habitat. Le critère généralement accepté pour définir l'intervalle normal de référence est de ±2 fois l'écart-type (±2 ET.)

des valeurs de référence par rapport à la moyenne de référence, c'est-à-dire, l'intervalle de confiance de 95 % par rapport à la moyenne de la zone de référence. Cette valeur, exprimée en pourcentage de la moyenne de référence, est égale à ±2 fois le coefficient de variation pour la moyenne de référence (±2 CV).

Cette démarche est acceptable au plan écologique et semble avoir été appliquée avec succès ailleurs (Kilgour, 1997). Par exemple, l'intervalle de confiance de 95 % pour les sites de référence a servi à identifier les cas d'écart par rapport aux conditions de référence normales pour des communautés de zooplancton en eau douce (Findlay et Kaisan, 1996; Yan *et al.*, 1996) et pour le débit d'eau (Resh *et al.*, 1988). Le Guide supplémentaire pour le recensement des invertébrés pour l'ESEE (Environnement Canada et Pêches et Océans Canada, 1995a), recommande lui aussi d'utiliser ±2 ET. comme indicateur d'un effet environnemental important, c'est-à-dire, E_{Scrit}.

Avant de calculer ±2 ET., il faut d'abord choisir les sous-échantillons qui seront utilisés. La méthode la plus appropriée consiste à calculer l'écart-type en utilisant la variabilité entre les stations comprises dans la ou les zones de référence, plutôt que la variabilité existant entre les sous-échantillons prélevés dans une même station (p. ex., sous-échantillons prélevés dans une station de 10 x 10 m). Cette dernière n'est pas l'échelle spatiale idéale pour évaluer l'étendue normale de la variabilité à l'échelle de l'ensemble de la zone de référence. Le rapport du degré de variabilité entre les stations à la variabilité du sous-échantillonnage dans les stations dépend du degré d'irrégularité de la répartition des invertébrés. L'utilisation de la variabilité du sous-échantillonnage pour tester les effets de l'effluent sur l'ensemble de la zone équivaut en fait à une " pseudo-répétition " (Hurlbert, 1984). En conséquence, même si la variabilité déduite à partir des sous-échantillons d'une station constitue un test valide des différences existant entre les stations, les contrastes de l'analyse de variance pour les effets à l'échelle de la zone qui sont proposés dans le Guide supplémentaire pour le recensement des invertébrés pour l'ESEE (Environnement Canada et Pêches et Océans Canada, 1995a) sont inappropriés.

Keough et Mapstone (1995) ont souligné que ce sont les stations et non les sous-échantillons qui y sont prélevés qui représentent l'unité expérimentale utile. Leur choix peut être jugé aléatoire plutôt que fixe si on les utilise pour représenter l'état de l'environnement en général, sans égard au nombre de stations physiquement disponibles pour l'échantillonnage dans une zone de référence ou d'incidence particulière.

Pour les cycles subséquents, il est essentiel d'accroître le nombre de stations d'échantillonnage à l'intérieur des zones de référence et des zones exposées, même si cela entraîne une réduction du nombre de sous-échantillons par station. Cette augmentation est

nécessaire, d'une part pour accroître la précision des estimations de la variance entre les stations (utilisées pour le calcul de Es_{crit}), d'autre part pour obtenir un échantillon suffisamment grand pour détecter une différence de la valeur 2 ET. entre les moyennes correspondant aux zones de référence et aux zones exposées, à un niveau raisonnable de puissance statistique (voir ci-après, la section portant sur la taille de l'échantillon).

Détermination de la taille de l'échantillon (c.-à-d., du nombre de STATIONS)

Après avoir établi *a priori* la valeur générique de ES_{crit} pour chaque type d'habitat, on peut déterminer une taille recommandée pour l'échantillon. Évidemment, si l'on dispose de ressources illimitées, le prélèvement d'un échantillon très grand pourrait nous permettre de détecter de façon fiable des différences extrêmement subtiles entre les moyennes des zones de référence et des zones exposées (nettement inférieures à un écart de ±2 ET.). Toutefois, il est impossible, pour des raisons de rentabilité, d'utiliser des échantillons de très grande taille. D'où la nécessité de calculer une taille d'échantillon minimale recommandée. La taille estimée de l'échantillon (nombre de stations par zone de référence et par zone d'exposition) requise pour détecter un changement de ±2 ET. à un niveau donné de puissance statistique peut être facilement calculée en réécrivant l'équation standard de l'analyse de puissance comme suit (Green, 1989) :

$$n = 2(t_\alpha + t_\beta)^2(ET./ES_{crit})^2$$

où :

n = taille de l'échantillon
t_α = valeur de t au seuil de signification α (erreur de type I; test bilatéral)
t_β = valeur de t au seuil de signification β (erreur de type II; test unilatéral)
ET. = écart-type
ES_{crit} = taille de l'effet critique

On peut modifier l'équation de l'analyse de la puissance en remplaçant ES_{crit} par un segment équivalent contenant la valeur d, soit le nombre d'écarts-types séparant la moyenne de la zone de référence de celle de la zone exposée ($d = ES_{crit}/ET.$). L'équation se lit maintenant comme suit :

$$n = 2(t_\alpha + t_\beta)^2/d^2$$

Ainsi, pour déterminer la taille de l'échantillon requise pour la détection d'une valeur ES_{crit} égale à 2 ET., la valeur de d devrait être fixée à 2. L'équation est résolue par une méthode

itérative en choisissant une valeur approximative de n afin d'obtenir les valeurs de t_α et de t_β et en utilisant ensuite la solution obtenue pour préciser davantage la valeur de n. On répète le processus jusqu'à ce qu'on obtienne une valeur estimée finale de n. Une autre façon de procéder consiste à utiliser l'équation suivante, qui permet d'obtenir une valeur approximative de n en une seule étape (Guenther, 1981; Alldredge, 1987; Environnement Canada et Pêches et Océans Canada, 1995a) :

$$n = (2(Z_\alpha + Z_\beta)^2/d^2) + 0{,}25(Z_\alpha)^2$$

où Z désigne l'écart standard normal pour α ou β. Il existe des tables des valeurs de n correspondant à une gamme de valeurs de α, β et d (Alldredge, 1987; Cohen, 1988; Environnement Canada et Pêches et Océans Canada, 1995a). Nous en présentons certains exemples utiles au tableau 3.1.

À cause du risque possiblement élevé (tant au plan écologique que financier) que peut présenter la non-détection des incidences négatives, de nombreux chercheurs spécialistes des incidences sur le benthos soutiennent que la valeur de β doit être au moins égale à celle de α (Alldredge, 1987; Underwood, 1993; Mapstone, 1995), laquelle est fixée, par convention, à 0,05. Ce choix équivaut à fixer la puissance (1-β) à 0,95. En utilisant ces valeurs et une valeur ES_{crit} de 2 ET., on obtient une taille recommandée de 8 stations d'échantillonnage par zone de référence et par zone exposée (tableau 3.1). Le degré minimal de puissance normalement utilisé est de 0,8 (Alldredge, 1987; Cohen, 1988; Burd *et al.*, 1990; Osenberg *et al.*, 1994; Keough et Mapstone, 1995). À ce degré de puissance, le nombre de stations par zone de référence et par zone exposée s'abaisse à 5 (tableau 6.9b).

Tableau 6.9a : Tailles de l'échantillon requises pour détecter une différence de 1 ET.

α	1-β			
	0,99	**0,95**	**0,90**	**0,80**
0,01	50	37	31	25
0,05	38	27	22	17
0,10	33	23	18	14

Tableau 6.9b : Tailles de l'échantillon requises pour détecter une différence de 2 ET.

α	1-β			
	0,99	**0,95**	**0,90**	**0,80**
0,01	14	11	10	8
0,05	11	8	7	5
0,10	9	7	5	4

ET. = Écart-type
Voir le texte pour une explication de α, β et 1-β.

Répartition des sous-échantillons à l'intérieur d'une station

En plus de déterminer le nombre total de stations à l'aide de l'analyse de puissance, il faut établir le nombre total de sous-échantillons qui doivent être prélevés à chaque station. Les questions de puissance du test d'hypothèse et de la précision d'échantillonnage sont interdépendantes. Par exemple, si l'on juge que cinq répétitions suffisent pour obtenir la puissance requise aux fins d'un test d'hypothèse du type de l'analyse de variance, il faut se demander si ces cinq répétitions reflètent chacune fidèlement le descripteur biotique de l'habitat échantillonné? Si tel n'est pas le cas, on peut douter de la fiabilité des résultats de l'analyse de variance. En conséquence, l'augmentation du nombre de sous-échantillons dans chacune des stations a pour objet de faire en sorte que l'effort d'échantillonnage fournisse un reflet exact de toutes les variables mesurées (p. ex., richesse des taxons, abondance, biomasse) se rattachant à la communauté d'invertébrés. La répartition des sous-échantillons à l'intérieur de chaque station dépend de deux facteurs interdépendants :

1) L'abondance et le degré d'agrégation des organismes par rapport au degré souhaité de précision des estimations liées à la station.

Pour une station donnée, le nombre de sous-échantillons doit être suffisamment élevé, de manière à ce que la moyenne et la variance permettent d'établir avec un degré suffisant de certitude qu'un nombre représentatif d'organismes a été capturé (voir à ce propos Burd *et al.*, 1990). Plus le degré d'agrégation d'une communauté s'élève, plus la variance de l'abondance moyenne augmente dans chaque station. Elliott (1977) et Holme et McIntyre (1984) ont suggéré la même méthode simple de détermination du nombre de sous-échantillons requis pour obtenir un degré prédéfini de précision. Selon Elliott (1977), on peut tolérer un indice de précision (D) de 20 % (écart-type égal à 20 % de la moyenne) pour la plupart des échantillons de benthos. Le nombre de sous-échantillons peut alors être déterminé à l'aide de l'équation suivante :

$$n = s^2 / D^2 \overline{X}^2$$

où,

$\overline{X}$ = moyenne de l'échantillon
n = nombre de sous-échantillons
s^2 = variance de l'échantillon
D = indice de précision (c.-à-d., 0,20)

Aux fins du programme d'ESEE, pour déterminer le nombre de sous-échantillons (p. ex., coups de benne) qu'il convient de prélever dans chaque station pour obtenir une estimation offrant un degré de précision de 20 %, on peut utiliser les données du premier cycle pour calculer la moyenne et la variance et, de là, le nombre approprié de sous-échantillons. Ce nombre peut varier d'un endroit à l'autre, en réponse aux changements du rapport de la moyenne à la variance. Il est donc recommandé de calculer le nombre de sous-échantillons pour les endroits qui présentent la plus grande variabilité et d'appliquer les valeurs obtenues à toutes les zones, de manière à uniformiser l'effort d'échantillonnage. Cette recommandation dictée par la prudence fournit des estimations plus précises dans les habitats plus homogènes, mais elle permet d'uniformiser l'effort d'échantillonnage entre les zones et les stations. Il convient en outre de noter que dans le cas des populations agrégées, même si la moyenne d'ensemble devrait demeurer la même, selon l'échelle d'agrégation par rapport à la taille de l'échantillonneur, la variance varie en fonction de la taille de l'échantillonneur. En conséquence, les estimations de la taille de l'échantillon fondées sur les données du premier cycle ou sur des données préliminaires ne sont utiles que si l'échantillonneur utilisé est du même type et de la même taille que celui qui a servi à la collecte des données préliminaires. Lorsqu'il est impossible de déterminer l'effort d'échantillonnage à partir des données d'un cycle antérieur de l'étude, le dénombrement des organismes dans les sous-échantillons prélevés dans le cadre de l'étude en cours au moment de leur traitement et le calcul des moyennes et des variances permettent de déterminer le nombre d'échantillons qui doivent être traités en laboratoire. Toutefois, cette approche *a posteriori* suppose qu'un nombre suffisant d'échantillons ont été recueillis pendant l'étude sur le terrain, de telle sorte que l'effort consacré au calcul de la taille de l'échantillon *a priori* à l'intérieur d'une station atténue les problèmes causés par un effort d'échantillonnage insuffisant.

Une autre approche utilise l'abondance et la variance pour déterminer l'effort d'échantillonnage et la précision, tout en permettant de déterminer plus facilement le nombre de sous-échantillons ou de répétitions nécessaires à toutes les stations dans un

plan à gradient. Cette méthode est fondée sur le rapport qui existe entre la moyenne et l'abondance pour l'ensemble des stations exposées au gradient. Downing (1979, 1986) a utilisé la loi de puissance de Taylor (1961) pour estimer le degré d'agrégation dans une communauté benthique d'eau douce et ainsi déterminer l'effort d'échantillonnage requis pour réduire la variance à un niveau acceptable. Il faut en fait obtenir un nombre donné d'organismes dans chaque station pour estimer avec la précision requise l'abondance moyenne à partir de l'échantillon. Vezina (1988) a utilisé la même méthode pour déterminer empiriquement le degré d'agrégation inhérent aux communautés benthiques marines. L'équation de régression de la puissance qui décrit le " rapport " entre les logarithmes de l'abondance moyenne et de la variance pour toutes les stations donne une formule qu'on peut ensuite utiliser pour déterminer la variance estimée attendue pour une abondance donnée d'organismes dans la région visée par l'étude. À partir de là, la variance estimée pour chaque valeur d'abondance moyenne à chaque station est calculée comme l'a fait Elliott (1977) pour estimer le nombre de sous-échantillons requis à cette station. Les méthodes d'Elliott (1977) et de Downing (1979) se distinguent uniquement par le fait que la variance utilisée dans l'équation utilisée pour déterminer le nombre de répétitions est fondée, dans le premier cas, sur la variance de l'échantillon, et, dans le deuxième cas, sur la variance calculée pour la moyenne de l'échantillon à partir de l'équation de puissance intégrant l'ensemble des échantillons de la région étudiée. En outre, l'indice d'agrégation (pente) déduit de l'équation de régression de la puissance peut ensuite être utilisé pour déterminer la méthode la plus appropriée pour transformer les données aux fins des analyses statistiques paramétriques (voir la section 6.3.2 sur la transformation des données). Malheureusement, cette méthode présume que l'agrégation est uniforme dans toute la région d'étude, ce qui n'est pas nécessairement le cas lorsqu'un agent extérieur de stress environnemental intervient. Toutefois, la validité de l'ajustement des valeurs de la moyenne et de la variance à l'équation de régression logarithmique fournit une bonne indication du degré de validité de l'hypothèse d'agrégation homogène. Le cas échéant, les valeurs aberrantes (p. ex., aux stations situées tout près de l'émissaire, où l'abondance risque d'être nulle) doivent être exclues de l'analyse afin d'éviter une distorsion des résultats. Comme le degré d'agrégation des communautés benthiques peut varier sous l'influence des changements des conditions environnementales naturelles ou anthropiques, il est conseillé d'examiner le rapport qui existe entre la moyenne et la variance chaque fois qu'on procède à l'échantillonnage du benthos.

2) Nombre et distribution des espèces et représentativité des échantillons

Pour vérifier si le nombre d'espèces échantillonnées est suffisant, on peut utiliser des méthodes simples de raréfaction comme la " courbe de l'abondance des espèces " ou la courbe des espèces par rapport à la superficie d'échantillonnage (voir Burd *et al.*, 1990), lesquelles comparent le nombre d'espèces obtenu au nombre de spécimens pour des

nombres différents de répétitions groupées. En utilisant ces deux méthodes, on peut déterminer le nombre total d'organismes qui devrait être obtenu dans chaque station. Toutefois, à cause des hypothèses inhérentes à la distribution sous-jacente de la faune en relation avec les courbes de l'abondance logarithmique des espèces, la méthode fondée sur la courbe de similitude par rapport à la superficie échantillonnée, qui utilise des indices de similitude liés aux données de présence/absence afin de déterminer l'effort d'échantillonnage requis pour obtenir un degré de similitude globale acceptable de la faune entre les stations, apparaît mieux adaptée à la situation (Weinberg, 1978, Kronberg, 1987).

Si les données préliminaires ou les données du premier cycle manquent ou ne permettent pas de déterminer le nombre de sous-échantillons requis pour obtenir une collection représentative d'espèces, on peut procéder à une vérification très simple de l'effort d'échantillonnage. Si l'on estime qu'un nombre X d'échantillons par station suffit pour récupérer 95 % des espèces benthiques présentes à n'importe quelle des stations, on peut recueillir et analyser un nombre supplémentaire d'échantillons dans quelques stations choisies. La détermination de la diversité maximale obtenue à l'aide de ces échantillons supplémentaires permettra de vérifier si le nombre original d'échantillons suffisait pour atteindre l'objectif visé de 95 % (à l'aide d'une courbe espèces/superficie).

6.2 Méthodes d'échantillonnage des invertébrés benthiques

La présente section fournit une description des méthodes jugées acceptables pour l'échantillonnage des communautés d'invertébrés et le traitement des échantillons et indique les sources documentaires contenant des analyses plus approfondie de ces méthodes. L'absence de standardisation complique l'évaluation de la performance environnementale des usines à l'échelle nationale ou régionale. On a recommandé d'utiliser des méthodes uniformes pour l'ensemble des ECI des ESEE, et notamment d'uniformiser les types d'habitats étudiés, les appareils d'échantillonnage, les maillages et les protocoles de tri.

6.2.1 Méthodes de prélèvement sur le terrain

6.2.1.1 Tamisage et maillage

Les échantillons de benthos contiennent généralement des quantités variables de sédiments fins et de débris. Pour accélérer leur transfert dans les contenants, ainsi que leur entreposage et leur expédition, il convient d'en réduire le volume en procédant à un

tamisage sur le terrain. Ce tamisage devrait être réalisé, dans la mesure du possible, immédiatement après le prélèvement de l'échantillon et avant sa préservation, puisque de nombreux organismes deviennent fragiles et cassants après cette étape. Par ailleurs, le tamisage permet d'éviter l'entreposage inutile de volumes importants de sédiments fins additionnés d'agents de préservation. En plus de soulever des difficultés importantes, la conservation des organismes emprisonnés au fond ou au milieu d'une masse compacte de sédiments exige l'utilisation de grandes quantités d'agents de conservation très toxiques (p. ex., formol). L'élimination du formol exige des précautions particulières et impose souvent des coûts supplémentaires. Il convient, pour des raisons écologiques, d'en limiter autant que possible les volumes utilisés. Il existe de nombreuses méthodes de tamisage, mais la plupart exigent le lavage de l'échantillon dans un ensemble de tamis. Pour les organismes marins, il faut tamiser les échantillons à l'eau de mer plutôt qu'à l'eau douce, car le choc osmotique induit par l'eau douce peut provoquer l'éclatement des cellules et une importante distorsion des organismes. Par ailleurs, le cas échéant, l'eau utilisée pour le tamisage devrait être débarrassée au préalable des organismes qu'elle peut contenir à l'aide d'un tamis à mailles plus serrées que les mailles les plus fines utilisées aux fins de l'étude. En outre, il importe d'apporter un soin particulier au lavage des échantillons afin d'éviter d'endommager les spécimens et d'ainsi compromettre sérieusement la fiabilité des déterminations taxonomiques et, en bout de ligne, la rentabilité de l'opération. Des méthodes visant à protéger les spécimens, en particulier dans les échantillons marins, ont été proposées par certains auteurs (Gray *et al.*, 1992).

En eau douce, sont considérés comme des macroinvertébrés tous les organismes retenus par des mailles de 200 à 500 µm (Slack *et al.*, 1973; Weber, 1973; Wiederholm, 1980; Suess, 1982), même si les stades immatures de certains taxons risquent d'être plus petits et les adultes de certains autres, plus grands. Dans les écosystèmes marins, le macrobenthos englobe typiquement les organismes retenus par un tamis à mailles de 500 à 1 000 µm (Reish, 1959; Thiel, 1975; Pearson, 1975; Holme et McIntyre, 1984; Gray *et al.*, 1992). On a estimé qu'un tamis à mailles de 1,0 mm retient environ 95 % de la biomasse de la macrofaune marine (Reish, 1959), tout en réduisant la proportion, dans les échantillons obtenus, des spécimens juvéniles ou appartenant à la méiofaune, lesquelles présentent une réaction fonctionnelle aux perturbations de l'environnement différente de celle des adultes des espèces composant la macrofaune (Schwinghamer, 1981, 1983; Warwick, 1986). Pour toutes les usines en milieu d'eau douce, l'utilisation d'un tamis à mailles de 500 µm est recommandée pour les travaux sur le terrain et en laboratoire. Pour les études en milieu marin, il est recommandé d'utiliser sur le terrain une paire de tamis à mailles de 1,0 et de 0,5 mm et de conserver et traiter les échantillons retenus par le tamis à mailles de 0,5 mm uniquement si cela s'avère approprié. Il convient de noter que les maillages recommandés s'appliquent à tous les équipements utilisés sur le terrain et en laboratoire, qu'il s'agisse des tamis Nitex des échantillonneurs de benthos ou du tamiseur. Les économies réalisées

par la réduction de l'effort taxonomique découlant de l'emploi de tamis à mailles plus grandes devraient être affectées à l'amélioration du plan d'étude et de la couverture d'échantillonnage.

Dans certaines circonstances, il peut être souhaitable de procéder sur le terrain à un tamisage plus fin des échantillons afin de récolter les organismes plus petits. Si tel est le cas pour une ECI donnée, il faut alors consigner séparément les données obtenues à l'aide des tamis recommandés afin de faciliter la tenue de comparaisons à l'échelle nationale, aux fins du programme d'ESEE, tout en réduisant le temps de recherche des données. La pertinence d'inclure des tamis à mailles plus fines dans une étude doit être examinée de concert avec l'ARA. Une telle décision pourrait être justifiée si : 1) l'échantillonnage doit être effectué en dehors des périodes où les organismes ont atteint leur taille et densité maximales et affichent une diversité élevée (Rees (1984), Barber et Kevern (1974) et Jonasson (1955) examinent les variations saisonnières de l'efficacité du tamisage); 2) des tamis à mailles plus fines ont déjà été utilisés lors d'études historiques du benthos effectuées dans l'écosystème considéré; 3) les organismes de plus faible taille, comme les espèces méiobenthiques ou les juvéniles, peuvent jouer un rôle déterminant dans la détermination des effets de l'usine. Toutefois, dans ce dernier cas, le simple ajout d'un tamis supplémentaire pourrait ne pas donner les résultats escomptés. Il convient d'évaluer les techniques conçues spécialement pour l'échantillonnage des organismes de faible taille. Pour les organismes marins, Gray *et al.* (1992) ont indiqué que le carottier est l'instrument le plus approprié pour la collecte du méiobenthos. Or, ce type d'appareil n'est pas recommandé pour le programme d'ESEE. En conséquence, avant de choisir un tamis plus fin, il convient d'élaborer des protocoles d'échantillonnage appropriés en vue de les soumettre pour approbation à l'ARA local.

Dans tous les cas susmentionnés, il est fortement recommandé d'utiliser une série de tamis comprenant de façon minimale les maillages recommandés (c.-à-d., 0,5 mm en eau douce et 1,0 mm en milieu marin) et , le cas échéant, des tamis à mailles plus fines. Cette façon de procéder tient compte des exigences particulières qui se rattachent au site tout en satisfaisant aux exigences de l'ESEE, car elles permettent la tenue de comparaisons nationales ou régionales des échantillons recueillis à l'aide de tamis standardisés. Rappelons qu'on peut se contenter d'effectuer un tamisage fin sur le terrain, à condition de procéder en laboratoire au fractionnement approprié des échantillons à l'aide d'une série de tamis, en prenant les précautions énoncées antérieurement après la préservation des échantillons.

6.2.1.2 Équipement d'échantillonnage

Pendant la phase de conception de l'étude, certaines décisions s'imposent quant au choix de l'équipement d'échantillonnage. Les études sur le benthos comportent deux aspect principaux qui doivent être pris en compte : le maillage des tamis (voir la section 6.2.1.1) et l'équipement d'échantillonnage quantitatif. L'échantillonnage quantitatif des communautés benthiques s'effectue à l'aide d'appareils qui couvrent une superficie ou un volume connu de l'habitat (p. ex., bennes ou filets). Les dispositifs choisis doivent être non sélectifs et adaptés aux conditions particulières du substrat. Les organismes benthiques recueillis dans le substrat naturel fournissent des indications sur les facteurs de stress historiques ou présents. Il faut donc utiliser des échantillonneurs qui permettent de récupérer les organismes présents dans les sédiments du fond, à moins que des obstacles d'ordre physique rendent cette opération impossible. On peut utiliser des échantillonneurs différents au cours d'une même étude, mais uniquement pour échantillonner des classes d'habitats différentes. L'échantillonneur utilisé pour une classe d'habitat donnée doit être le même pour toutes les stations et pour toutes les zones. Par exemple, si l'on compte échantillonner des habitats d'érosion et des habitats de sédimentation en aval de l'effluent d'une usine, il est recommandé d'utiliser une des bennes recommandées pour les habitats de sédimentation, mais un échantillonneur Hess pour les habitats d'érosion. On recommande également d'utiliser des bennes munies d'un grillage et de portes s'ouvrant par le haut afin de limiter le phénomène d'onde de choc pouvant entraîner la perte d'une partie du substrat et de faciliter l'examen (et, le cas échéant, la caractérisation chimique) de la surface non perturbée des échantillons de sédiment. Les échantillonneurs utilisés pour la capture des organismes benthiques dérivants ou colonisateurs ne sont pas approuvés actuellement parce qu'ils sont sélectifs et empêchent la comparaison des résultats obtenus avec ceux des ESEE des autres usines. L'utilisation de substrats artificiels est également décnseillée, à moins qu'elle constitue la seule option disponible et ait été approuvée par l'ARA. La récolte d'échantillons à l'aide de substrats artificiels exige au moins deux visites (mise en place et récupération) et ces dispositifs, à moins qu'ils imitent parfaitement le substrat naturel, risquent d'attirer un assemblage non caractéristique d'invertébrés qui ne permettront pas de mettre en évidence les variations temporelles imputables aux effets de l'effluent.

Le Guide technique original pour l'ESEE (Environnement Canada et Pêches et Océans Canada, 1993) passait en revue les appareils d'échantillonnage quantitatif convenant à la collecte du benthos dans le cadre du programme ESEE. On y décrivait les types d'habitats dans lesquels chaque échantillonneur peut être utilisé, les types d'organismes susceptibles d'être capturés ou de ne pas être récoltés par ces appareils, ainsi que les avantages et les limites de chaque appareil. Pour faire en sorte que la comparaison des données d'ECI, à l'échelle régionale ou nationale, soit valide, il faut pousser encore davantage la

standardisation des échantillonneurs de benthos. Des recommandations particulières ont été formulées concernant les échantillonneurs convenant aux diverses classes d'habitat susceptibles d'être étudiées pendant les ECI des ESEE. Ces options sont examinées ci-après pour chacun des environnements récepteurs potentiels. En outre, un résumé des avantages et des inconvénients de chacun des appareils recommandés est présenté au tableau 6.9. Le choix d'un échantillonneur peut également être dicté par le type d'appareil utilisé au cours des études antérieures du même milieu. Pour assurer la comparabilité des études réalisées au cours d'un cycle donné de l'ESEE et des études historiques antérieures, il est recommandé d'utiliser les mêmes échantillonneurs. Par ailleurs, le recours à des appareils différant de ceux recommandés doit être approuvé par l'ARA. Pour de plus amples informations, prière de consulter les bibliographies portant sur les échantillonneurs quantitatifs et les méthodes appropriées compilées par Klemm *et al.* (1990), Eleftherious et Holme (1984), Elliott et Tullett (1978, 1983), Rosenberg (1978), Downing (1984) et Mason (1991a). Voir également Rabeni et Gibbs (1978) et Alberta Environnement (1990).

La standardisation des techniques ne vise pas uniquement les échantillonneurs utilisés mais également le niveau d'expérience requis pour les employer correctement. Les personnes qui manipulent ces appareils doivent avoir reçu une formation appropriée pour éviter ou limiter les risques de subjectivité dans la collecte des données. Par exemple, lorsqu'on procède à l'échantillonnage d'une zone d'érosion dans un cours d'eau, il est important d'uniformiser la profondeur à laquelle le filet échantillonneur est enfoncé dans le substrat, car certaines personnes pourraient faire preuve à cet égard d'un zèle excessif. Il est par ailleurs essentiel que le chef d'équipe connaisse bien les méthodes d'échantillonnage applicables aux invertébrés benthiques et organise des séances de formation efficaces à l'intention des employés responsables des échantillonnages sur le terrain. Une bonne formation aide à éliminer les erreurs dues à l'utilisateur (Reynoldson et Rosenberg, 1996).

Habitats de sédimentation - eau douce

Les bennes échantillonneuses, parfois appelées dragues, sont des appareils à mâchoires actionnées par des ressorts ou par gravité qui " mordent " dans les substrats meubles (sable, limon, vase, etc.) et prélèvent les sédiments sur une superficie déterminée du fond. Ces appareils sont généralement descendus au fond au bout d'une ligne ou d'un câble, habituellement à l'aide d'un treuil installé dans une embarcation. Leur efficacité dépend du type de substrat, de la profondeur de pénétration, de l'angle sous lequel l'appareil touche le fond, de la fermeture complète des mâchoires, de la perte de matériel pendant la remontée et de l'onde de choc qui disperse les organisme lorsque les mâchoires frappent le substrat.

Dans les zones de sédimentation des rivières ou des lacs, on recommande les bennes Ponar ou Ekman pour l'échantillonnage des invertébrés aux fins des ESEE. Au cours du premier cycle, seule la région de l'Atlantique a régulièrement utilisé une benne van Veen et, si ce choix n'est pas motivé, les bennes Ponar ou Ekman devraient être adoptées dans toutes les régions.

Habitats de sédimentation - milieux marins et estuariens

Les habitats de sédimentation des milieux marins peuvent être échantillonnés à l'aide d'une benne Smith-McIntyre, une benne Van Veen modifiée adaptée aux conditions canadiennes disponible au Canada. Eleftheriou et Holme (1984) passent en revue les méthodes d'échantillonnage utilisées en milieu marin. Toutefois, dans les zones subtidales peu profondes où l'utilisation des bennes plus lourdes est impossible, la petite benne Ponar représente une option intéressante en raison de sa faible taille. Ce modèle peut être utilisé à partir d'une petite embarcation gonflable et récupéré à la main.

Les substrats meubles intertidaux peuvent être échantillonnés au moyen de tout appareil couvrant une superficie d'au moins 0,1 m^2. La profondeur du substrat meuble prélevé est fixée à 10 cm, quel que soit le dispositif utilisé. Soulignons qu'on choisira en général de préférence le niveau intertidal le plus profond accessible, puisque les conditions physiques moins rudes y favorisent une plus grande diversité et une plus grande abondance des espèces.

Habitats d'érosion - eau douce

Les échantillonneurs à filet pour les rivières sont des dispositifs qui permettent de capturer les organismes benthiques dans les cours d'eau exposés à l'érosion. Il en existe de différents maillages pour tamiser les organismes qui sont délogés du substrat sur une superficie connue et emportés par le courant. Pour les habitats d'érosion en eau douce, il est recommandé d'utiliser des échantillonneurs cylindriques de type Neill-Hess, car ces derniers permettent d'estimer la superficie échantillonnée (typiquement, 0,1 m^2). L'utilisation d'échantillonneurs cylindriques dans les cours d'eau peut toutefois soulever des difficultés selon la nature du substrat. En effet, dans certaines grandes rivières, les grosses particules peuvent entraver le fonctionnement de l'appareil et la collecte du benthos. Dans ce cas, l'échantillonneur à filet en U (Scrimgeour *et al.*, 1993), récemment mis à l'essai, peut fournir des échantillons à superficie limitée que l'on peut régler selon la granulométrie du substrat. Cet appareil a été utilisé avec succès pour toute une gamme de substrats (Glozier, 1989) et permet même l'échantillonnage de roches individuelles ou de superficies délimitées. Les filets troubleaux, même s'ils ne permettent pas d'estimer la superficie échantillonnée, ont été largement utilisés au Royaume-Uni, aux États-Unis, en

Australie et au Canada dans le cadre de programmes de surveillance à grande échelle (Reynoldson *et al.*, 1995).

Habitats d'érosion - milieux marins/estuariens

Dans les milieux marins ou estuariens, on peut utiliser une benne pour échantillonner les sédiments meubles faits de grosses particules (p. ex., gravier). Pour l'échantillonnage des substrats compacts des habitats d'érosion (intertidaux et subtidaux), il est préférable d'utiliser des quadrats dont la superficie minimale est de 0,1 m^2. Toutefois, le recours à d'autres techniques quantitatives pourrait s'avérer nécessaire pour la collecte de coquillages et d'autres espèces de plus grande taille . Parmi ces méthodes, mentionnons la collecte à la main par des plongeurs, la photographie à distance sur des surfaces définies (Eleftheriou et Holme, 1984; Gray *et al.*, 1992), et les collectes effectuées à l'intérieur de limites définies le long de transects. On trouvera une description de diverses méthodes d'échantillonnage convenant au milieu marin dans une série de rapports du *Puget Sound Estuary Program* (Tetra Tech, Inc., 1986a, 1986b, 1987).

La zone intertidale devrait être échantillonnée si elle est envahie d'une manière substantielle par le panache de l'effluent. La détermination du niveau de marée présentant le plus d'intérêt pour l'examen des incidences de l'usine doit tenir compte de certaines considérations logistiques. D'entrée de jeu, il est préférable d'échantillonner dans les portions les plus profondes de la zone intertidale puisque les conditions moins rudes qui les caractérisent favorisent une plus grande uniformité de la flore et de la faune (échantillons moins variables). Les plantes et les animaux de cet habitat se répartissent typiquement selon une échelle verticale qui reflète les gradients de divers paramètres environnementaux comme l'exposition à l'air, la température, la salinité, l'intensité lumineuse, l'abrasion due aux troncs d'arbre ou à la glace et l'action des vagues. Ces gradients doivent être pris en compte lors de la planification et de la réalisation des études biologiques dans l'environnement intertidal. Les protocoles d'échantillonnage adaptés à ces milieux diffèrent à certains égards de ceux décrits dans les sections antérieures (voir Gray *et al.*, 1992). Dans la mesure du possible, il convient de procéder à des études semi-quantitatives à l'aide de quadrats de 0,1 m^2. La détermination du substrat ou du type d'habitat à échantillonner dépend des limites des méthodes d'échantillonnage et de l'habitat dominant présent (pour en savoir plus sur la sélection de l'habitat dominant, voir la section 6.1.5.2). Toutefois, si la collecte d'échantillons s'avère impossible en raison de considérations écologiques ou autres, on peut recourir à des examens visuels. L'exclusion d'une ECI et son remplacement par un examen visuel doivent être approuvés par l'ARA local. Les relevés par examen visuel font appel à des techniques d'enregistrement et de cartographie (échelle de 5 000:1) des principales caractéristiques biologiques, aux fins de l'évaluation des changements importants survenus dans la communauté biologique.

Tableau 6.10 Résumé des critères relatifs aux échantillonneurs recommandés

Échantillonneurs	Caractéristiques
Eau douce - *Habitats d'érosion dans les rivières*	
Échantillonneur Hess ou échantillonneur cylindrique Neill **SUPERFICIE : 0,1 m^2**	• **Habitats et substrats échantillonnés :** Cours d'eau peu profonds avec un bon courant, substrats de pierraille, de vase, de sable et de gravier. • **Efficacité :** Échantillonneur quantitatif lorsque l'instrument est utilisé par un biologiste expérimenté; le rendement dépend du courant et du substrat. • **Avantages :** Délimite une superficie déterminée, facile à transporter ou à monter, échantillonne une unité de superficie; plate-forme stable; peut être utilisé dans les herbiers. • **Limites :** Difficile à mettre en place dans certains types de substrats (lits de grosses pierres), inefficace dans les cours d'eau tranquilles, à courant lent.
Échantillonneur à filet en U **SUPERFICIE : 0,06 m^2, ou ajustable en fonction des besoins durant le montage**	• **Habitats et substrats échantillonnés :** Cours d'eau peu profonds avec un bon courant, substrats de pierraille, de vase, de sable, de gravier et de gros cailloux. • **Efficacité :** Échantillonneur quantitatif lorsque l'instrument est utilisé par un biologiste expérimenté; le rendement dépend du courant et du substrat. • **Avantages :** Facile à transporter ou à monter, échantillonne une unité de superficie, plate-forme stable; le diamètre de l'armature peut être ajusté en fonction du type de substrat échantillonné. • **Limites :** Inefficace dans les cours d'eau tranquilles, à courant lent.
Filet troubleau **SUPERFICIE : aucune superficie préétablie, mais le filet à armature en D mesure typiquement 30 cm de largeur**	• **Habitats et substrats échantillonnés :** Cours d'eau peu profonds avec un bon courant, substrats de pierraille, de vase, de sable, de gravier et de gros cailloux. • **Efficacité :** Dépend du courant et du substrat. • **Avantages :** Facile à utiliser, à transporter et à monter. • **Limites :** Échantillonneur non vraiment quantitatif, n'échantillonne pas une unité de superficie, standardisation fondée sur l'uniformasation du temps d'échantillonnage.
Eau douce - *Habitats de sédimentation dans les cours d'eau et les lacs*	
Benne Ponar standard **SUPERFICIE : 0,05 m^2**	• **Habitats et substrats échantillonnés :** Lacs d'eau douce, rivières, estuaires et réservoirs à sédiments durs ou meubles (argile, couche compacte, sable, gravier et détritus); un peu moins efficace dans les sédiments plus meubles. • **Efficacité :** Limitée dans le cas des organismes qui s'enfouissent en profondeur dans les sédiments meubles; très efficace dans le cas des sédiments grossiers; permet la collecte d'échantillons qualitatifs et quantitatifs. • **Avantages :** Meilleure pénétration que les autres bennes; les plaques latérales et les écrans supérieurs grillagés réduisent la dispersion, les ondes de choc et la perturbation du substrat; la meilleure benne échantillonneuse quantitative pour utilisation en eau douce. • **Limites :** Benne lourde nécessitant l'usage d'une embarcation avec câble et treuil; les pierres, les galets et d'autres débris peuvent empêcher la fermeture des mâchoires et ainsi causer la perte de l'échantillon.
Benne Ekman (standard, grande et très grande) **SUPERFICIE : 0,02 m^2, 0,05 m^2 et 0,09 m^2**	• **Habitats et substrats échantillonnés :** Rivières, lacs et réservoirs d'eau douce où il y a peu de courant; sédiments meubles (p. ex., détritus et limons). • **Efficacité :** Efficace seulement dans les sédiments meubles, mais des poids peuvent être ajoutés pour obtenir une plus grande pénétration dans le sable fin; permet la collecte d'échantillons qualitatifs ou quantitatifs. • **Avantages :** Facilement manoeuvrable à la main; peut être poussée dans le substrat en eau peu profonde; des portes à charnières sur le dessus réduisent la dispersion, les ondes de choc et la perturbation du substrat; existe en plusieurs grandeurs. • **Limites :** Le faible poids de l'appareil limite la pénétration de la mâchoire dans les sédiments durs; souvent, les mâchoires ne se ferment que partiellement à cause d'un blocage ou du système de fermeture qui s'enraie; inefficace en eau profonde ou en conditions de courant modéré.

Échantillonneurs	Caractéristiques
Milieux marins/estuariens - *Habitats d'érosion*	
Échantillonneurs à quadrat **SUPERFICIE : cadre délimitant une superficie de 0,1 m^2**	• **Habitats et substrats échantillonnés :** Zones intertidales et subtidales à fond graveleux ou rocheux (les échantillons peuvent être recueillis, photographiés, cartographiés, etc.) • **Efficacité :** Dépend des aptitudes visuelles de l'utilisateur, échantillonnage souvent limité aux organismes plus gros. • **Avantages :** Pour les études des zones subtidales, les transects à quadrat permettant le dénombrement de la mégafaune par un plongeur constituent la seule méthode semi-quantitative disponible. Lorsque la profondeur est trop grande, le plongeur peut être remplacé par une caméra télécommandée. • **Limites :** Pour les études par examen visuel; risques de sous-représentation des organismes plus petits; contraintes logistiques dans les zones subtidales, le temps d'échantillonnage sur le terrain étant disproportionné par rapport à la quantité d'échantillons recueillis; méthode semi-quantitative seulement.
Milieux marins/estuariens - *Habitats de sédimentation*	
Petite benne Ponar **SUPERFICIE : 0,02 m^2**	• **Habitats et substrats échantillonnés :** Lacs d'eau douce, rivières et réservoirs ainsi qu'estuaires avec sédiments modérément durs tels que sable, limon et vase; ne pénètre pas dans l'argile; légèrement moins efficace dans les sédiments meubles et le gravier grossier. • **Efficacité :** Pénétration limitée; inutile dans l'argile à cause de son faible poids, deux prélèvements sont nécessaires pour couvrir la superficie d'échantillonnage recommandée. • **Avantages :** Bonne pénétration pour une si petite benne; peut être manoeuvrée à la main. • **Limites :** Les mâchoires peuvent être bloquées par des pierres, des bouts de bois et d'autres débris, causant ainsi la perte d'une partie de l'échantillon; inefficace en courant rapide; sa petite taille la rend inefficace pour l'échantillonnage des organismes benthiques plus gros; pas tout à fait adéquate dans le cas des organismes qui s'enfouissent en profondeur dans les sédiments meubles.
Benne Ponar standard **SUPERFICIE : 0,05 m^2**	• **Habitats et substrats échantillonnés :** Lacs d'eau douce, rivières, estuaires et réservoirs à sédiments durs ou meubles (argile, couche compacte, sable, gravier et détritus); un peu moins efficace dans les sédiments plus meubles. • **Efficacité :** Limitée dans le cas des organismes qui s'enfouissent en profondeur dans les sédiments meubles; très efficace dans le cas des sédiments grossiers; permet la collecte d'échantillons qualitatifs et quantitatifs. • **Avantages :** Meilleure pénétration que les autres bennes; les plaques latérales et les écrans supérieurs grillagés réduisant la dispersion, les ondes de choc et la perturbation du substrat; la meilleure benne échantillonneuse quantitative pour utilisation en eau douce. • **Limites :** Benne lourde qui nécessite l'usage d'une embarcation avec câble et treuil; les pierres, les galets et d'autres débris peuvent empêcher la fermeture des mâchoires et ainsi causer la perte de l'échantillon.
Benne Smith-McIntyre **SUPERFICIE : 0,1 m^2**	• **Habitats et substrats échantillonnés :** Milieux marins et estuariens; adaptable aux grands cours d'eau, aux lacs et aux réservoirs à lit de sable, de gravier, d'argile et de substrats semblables. • **Efficacité :** A été largement utilisée pour échantillonner les habitats marins et estuariens. Pénétration : 17 mm dans le limon et l'argile, 5 cm dans le sable grossier. • **Avantages :** Fournit des échantillons raisonnablement quantitatifs; les plaques à détente facilitent la pénétration dans le substrat, le grillage supérieur et l'armature de stabilisation réduisant la perte d'échantillons et permettent à l'instrument de bien se poser sur le fond. • **Limites :** Très lourde, nécessite une grosse embarcation et un treuil électrique; les mâchoires à ressort peuvent être dangereuses; inefficace pour les organismes qui s'enfouissent en profondeur; les mâchoires peuvent être bloquées par des débris.

Échantillonneurs	Caractéristiques
Milieux marins/estuariens - *Habitats de sédimentation (suite)*	
Benne van Veen **SUPERFICIE : 0,1 ou 0,2 m^2**	• **Habitats et substrats échantillonnés :** Milieux marins et estuariens à lit de sable, de gravier, de vase, d'argile et de substrats semblables; peut être adaptée aux milieux d'eau douce. • **Efficacité :** Pénètre à une profondeur de 5 à 7 cm. • **Avantages :** Les mâchoires ferment mieux que celles de la benne Petersen; échantillonne la plupart des types de sédiments; disponible dans un éventail de grandeurs. • **Limites :** Benne très lourde qui nécessite une grosse embarcation et un treuil électrique; les mâchoires peuvent être bloquées par des débris comme les pierres et les bouts de bois; inutile pour les organismes qui s'enfouissent en profondeur.
Quadrat jusqu'à 10 cm de profondeur **SUPERFICIE : 0,1 m^2**	• **Habitats et substrats échantillonnés :** Zones intertidales des milieux marins/estuariens à substrats meubles ou à gravier fin. • **Efficacité :** Très efficace lorsqu'utilisé par un personnel compétent. • **Avantages :** Peu coûteux, permet l'échantillonnage des substrats inaccessibles pour les bennes. • **Limites :** Risque de ne pas recueillir les organismes qui s'enfouissent profondément dans les sédiments sableux.

Source : Eleftherious et Holme (1984), Klemm *et al.* (1990), Scrimgeour *et al.* (1994)

6.2.1.3 Conservation des spécimens

Tous les échantillons doivent être conservés sur le terrain dans une solution tamponnée de formol à 10 % pour que les vers marins et d'eau douce et les polychètes ne soient pas endommagés. Comme le Formol est une substance cancérigène et irritante, les personnes qui l'utilisent doivent porter des gants et des verres pour se protéger contre les éclaboussures. Cet équipement de protection devrait d'ailleurs être obligatoire. Par ailleurs, les flacons incassables doivent être scellés à l'aide d'une pellicule de paraffine (Parafilm), placés dans un sac double pour le transport jusqu'au laboratoire et étiquetés convenablement.

6.2.1.4 Exigences relatives à l'assurance et au contrôle de la qualité (AQ/CQ) pour la portion de l'étude sur les invertébrés benthiques réalisée sur le terrain

Un survol des exigences relatives à l'assurance et au contrôle de la qualité de la portion de l'ECI réalisée sur le terrain est présenté ci-dessous. La plupart des informations fournies sont tirées de Environnement Canada et Pêches et Océans Canada (1993) et de Gibbons *et al.* (1993).

L'échantillonnage sur le terrain est la première étape de la collecte des données. Les procédures d'AQ/CQ pour l'ECI doivent être établies lors de l'élaboration du plan d'étude

et respectées à la lettre, de manière à garantir la haute qualité des données. La procédure opérationnelle standardisée (POS) doit spécifier les équipements et les protocoles d'échantillonnage appropriés pour l'étude. Voici quelques-uns des éléments principaux du plan d'AQ/CQ pour l'échantillonnage sur le terrain :

1) tout le personnel participant à l'échantillonnage sur le terrain doit avoir suivi une formation appropriée et avoir une bonne connaissance de l'équipement et des objectifs de l'étude;
2) toutes les consignes de sécurité doivent être connues, comprises et respectés;
3) l'équipement d'échantillonnage doit être adapté au type de plan d'eau et au groupe d'invertébrés étudiés et inspecté et entretenu régulièrement;
4) il convient d'établir certains critères d'acceptabilité des échantillons obtenus et des consignes précises en cas de non-respect de ces critères (p. ex., circonstances justifiant la reprise d'un échantillon; dans le cas d'un échantillon marin de 0,1 m^2 prélevé à l'aide d'une benne, une pénétration de 10 cm et le prélèvement de plus de 4 litres de sédiments seraient jugés acceptables (Gray *et al.*, 1992));
5) la contamination pendant l'échantillonnage chimique devrait être contrôlée à l'aide d'essais à blanc et d'analyses de l'eau de rinçage de l'équipement;
6) le tamisage, s'il est nécessaire, doit être fait le plus tôt possible après la collecte des échantillons;
7) les échantillons doivent être entreposés dans des contenants appropriés, avec un agent de conservation approprié pour éviter leur détérioration;
8) tous les contenants d'échantillons doivent être convenablement étiquetés;
9) il convient de tenir un carnet de terrain détaillé;
10) il convient d'utiliser des formulaires et des méthodes appropriées d'expédition et d'entreposage.

Pour une description des procédures générales d'AQ/CQ et des exemples de listes de pointage sur le terrain, voir le chapitre 4.

6.2.1.5 Variables environnementales de soutien

Les informations environnementales additionnelles recueillies pendant chaque cycle de l'étude devraient permettre aux chercheurs de déterminer si des variables environnementales associées aux principales classes d'habitats influent sur la structure de la communauté benthique dans les zones de référence et dans les zones exposées, ou sont liées à ses structures, et d'évaluer l'importance de ces rapports. Une liste détaillée des variables requises pour chacun des milieux récepteurs est présentée au tableau 6.10. Ces variables doivent être mesurées pendant l'ECI. Des instructions concernant la façon de mesurer ces variables sont fournies au chapitre 7. Les facteurs énumérés ne s'appliquent

pas nécessairement à tous les types d'habitats. Par exemple, la salinité peut présenter un intérêt véritable uniquement dans le cas des habitats intertidaux ou estuariens. La taille des particules de sédiments et la teneur en sulfures et en COT ne s'appliquent qu'aux sédiments meubles.

Le lecteur trouvera d'autres renseignements utiles sur la sélection des descripteurs d'habitat permettant d'edxpliquer les tendances observées au sein des communautés d'invertébrés lotiques dans Wright *et al.* (1984), Corkum et Currie (1987), Corkum (1991) et Ormerod et Edwards (1987). Des listes des descripteurs les plus utiles pour les communautés lénitiques sont proposées par Johnson *et al.* (1991), Reynoldson *et al.* (1995) et Bailey *et al.* (1996). Plusieurs chercheurs (Clarke, 1993; Clarke et Ainsworth, 1993; Hargrave *et al.*, 1993, 1997; Warwick, 1993; Warwick et Clarke, 1993) ont décrit les réactions des communautés d'invertébrés et démontré qu'il est possible de distinguer les variations naturelles de celles engendrées par des facteurs de stress anthropiques.

Tableau 6.11 Variables de soutien pour les habitats dulcicoles (D) et les habitats marins/estuariens (M), à mesurer pendant l'étude de la faune benthique

Habitat (D, M)	Variables requises à tous les sites	Variables requises en présence de conditions particulières	Justification
D, M	Oxygène dissous		La concentration d'oxygène dissous peut être réduite par les effluents de l'usine à cause de la demande biolchimique en oxygène (DBO).
D, M	Température de l'eau		Les effluents peuvent faire augmenter la température de l'eau dans les milieux récepteurs.
D, M	Teneur en COT et « perte au feu » dans les sédiments		Les effets peuvent être liés aux apports de matière organique.
D, M	Structure du lit - granulométrie, matrice : rapport de construction, degré d'enlisement, texture, couleur et épaisseur des couches dans les carottes		Des différences dans la structure physique de l'habitat peuvent influer sur la structure de la communauté d'invertébrés.
D, M	Profondeur		La profondeur de l'eau a un effet déterminant sur les communautés d'invertébrés.
D, M	Latitude, longitude		Fournit des informations sur l'emplacement de la station.
D, M		Couleur ou turbidité	Les usines peuvent rejeter des effluents colorés susceptibles de bloquer une partie de la lumière nécessaire à la production primaire.
D, M		Vitesse du courant	Peut fournir de l'information sur l'équivalence des stations d'échantillonnage.
M	Salinité		Des changements des conditions estuariennes peuvent influer sur les communautés benthiques.
M	Rapport carbone/azote dans les sédiments		Le rapport C/N dépend du rapport des dépôts marins provenant de plantes terrestres (bois) et de ceux provenant de plantes aquatiques.
M	Eh (potentiel Redox) des sédiments		Le potentiel Redox des sédiments fournit un indice de la limite anoxie/oxie dans les sédiments.
M	Sulfures totaux dans les sédiments		Les sulfures dans les sédiments marins sont une indication de l'ampleur et de la nature de la réaction microbienne à l'enrichissement organique.
M		Exposition à la lumière/aux vagues	Information sur les facteurs de l'habitat naturel.
M		Cycle de la marée	Information sur les facteurs de stress naturels dans l'habitat.

Habitat (D, M)	Variables requises à tous les sites	Variables requises en présence de conditions particulières	Justification
D	pH		Fournit des informations sur la qualité de l'eau.
D	Conductivité		Fournit des informations sur la qualité de l'eau.
D	Phosphore réactif soluble ou phosphore total dissous, et phosphore total		Le phosphore est souvent l'élément nutritif limitant en eau douce. Le phosphore rejeté par les usines peut entraîner un enrichissement du milieu.
D		Nitrate-Nitrite, ammoniac et azote total	L'azote est souvent un élément nutritif limitant secondaire en eau douce.
D		Carbone organique dissous et particulaire	Le carbone est un élément nutritif pour les micro-organismes. Les usines en rejettent d'importantes quantités.
D		Sodium	Le sodium peut être un bon traceur en eau douce.
D		Biomasse des algues mesurée en chlorophylle ou en poids sec sans cendre	Les algues dans la colonne d'eau (lacs) ou sur les substrats benthiques sont une source de nourriture pour les niveaux trophiques supérieurs.
D		Vitesse du courant	Peut fournir de l'information sur l'équivalence des stations d'échantillonnage.
D		Largeur du chenal " plein bord " (au niveau de débordement)	Fournit des informations sur la structure de l'habitat.
D		Alcalinité	Fournit des informations sur la qualité de l'eau.

6.2.2 Méthodes de laboratoire

6.2.2.1 Tri de l'échantillon

Avant d'entreprendre le traitement des échantillons conservés d'invertébrés en laboratoire, il est recommandé de les placer sur un tamis (500 µm pour les organismes dulcicoles; 0,5 ou 1,0 mm pour les organismes marins) et de les laver à nouveau sous le robinet afin d'éliminer l'agent de conservation et les résidus. Pendant ce rinçage, il faut veiller à ce que la pression de l'eau ne soit pas trop forte afin de ne pas endommager les organismes. Les organismes marins sont particulièrement fragiles et leur fragmentation peut compliquer l'identification. Les échantillons peuvent être triés dans l'eau immédiatement, à condition d'être replacés dans l'agent de conservation à la fin de la journée de travail (c.-à-d., après 8 heures). On peut également les transférer dans une solution d'éthanol à 80 % après le rinçage et avant de procéder au tri et à l'identification. Il peut être nécessaire de transférer les échantillons marins dans l'éthanol dans les 48 à 72 heures suivant leur prélèvement,

afin d'éviter la destruction des structures délicates. Après le tri ou l'identification, la plupart des macroinvertébrés doivent être entreposés dans des fioles ou des flacons hermétiques contenant une solution d'éthanol à 70-80 % additionnée de 5 % de glycérine. Les flacons à couvercles vissés doivent être scellés à l'aide d'une pellicule de paraffine et vérifiés périodiquement (une ou deux fois par année) pour remplacer le liquide évaporé. Comme les agents de conservation peuvent avoir toute sorte d'effets sur les dimensions et le poids des invertébrés (Leuven *et al.*, 1985; Howmiller, 1972), il est essentiel de définir *a priori* chacune des étapes du protocole de conservation, de manière à assurer son respect durant tous les cycles et dans toutes les zones, toutes les stations et tous les habitats. L'élimination des agents de conservation usés doit être effectuée conformément à la réglementation provinciale en vigueur régissant l'utilisation des matières dangereuses (p. ex., *Special Waste Regulations* en Colombie-Britannique, *Waste Control Regulation* en Alberta, règlement n° 347 en l'Ontario, etc.).

Les échantillons qui renferment de grandes quantités de matière organique peuvent être séparés, au laboratoire, en fractions appropriées pour accélérer le tri. Les fractions les plus couramment utilisées sont qualifiées de " grossières " (>1,00 mm) et de " fines " (500 µm - 1,00 mm). Cette classification respecte les catégories utilisées pour définir la matière organique particulaire grossière et fine. Si un échantillon contient de très gros morceaux, il peut être utile de les séparer du reste de l'échantillon à l'aide d'un tamis de 4,00 mm. Toutes les fractions doivent ensuite être triées, et celles qui contiennent un grand nombre de spécimens d'un groupe particulier d'organismes devraient faire l'objet d'un sous-échantillonnage distinct (voir section 6.2.2.7). Il convient de prendre des notes précises sur toutes ces opérations de tri plus complexes afin de pouvoir calculer les densités de façon précise. Après le rinçage initial et le fractionnement des échantillons, les invertébrés doivent être séparés des débris par des techniciens expérimentés et placés sur un plateau quadrillé ou une boîte de Petri à des fins d'examen sous microscope à dissection à grossissement de 10X - 20X.

Diverses autres méthodes permettent d'accélérer le tri manuel des échantillons d'invertébrés benthiques. On peut par exemple recourir à la flottation dans des solutions à haute densité (p. ex., sulfate de magnésium, chlorure de sodium, chlorure de calcium, sucre, D-mannitol), ou souffler des bulles dans le liquide pour séparer les organismes des particules de sédiments plus denses et les piéger sur la pellicule superficielle. Les organismes plus lourds comme les mollusques ne flottent pas et doivent être retirés directement à l'aide de pincettes. On peut également utiliser des colorants comme le rose Bengale ou la phloxine B à raison de 100 mg/l pour rendre les organismes plus visibles. Il convient toutefois de rappeler que l'efficacité d'un grand nombre de ces techniques varie selon le taxon. Si l'on décide d'utiliser une de ces méthodes, les tests d'AQ/CQ effectués sur ces échantillons doivent être conçus de manière à détecter toute différence dans

l'efficacité du tri selon les taxons due aux méthodes de coloration.

L'évaluation adéquate de l'AQ/CQ est critique à cette étape. Les exigences d'AQ/CQ s'appliquant au traitement des échantillons prélevés dans le cadre d'une ECI sont décrites en détails à la section 6.2.2.6.

6.2.2.2 Sous-échantillonnage en laboratoire

Le sous-échantillonnage des échantillons d'invertébrés au laboratoire est acceptable, à condition que la méthode utilisée soit quantitative. Les gros échantillons ou ceux qui contiennent de grandes quantités de débris sédimentaires peuvent nécessiter un sous-échantillonnage avant le tri. Il existe diverses méthodes de sous-échantillonnage. Ces méthodes sont décrites par Klemm *et al.*, (1990) ainsi que par Canton (1991), Mason (1991b), Plafkin *et al.* (1989), Wrona *et al.* (1982), Marchant (1989) et Sebastien *et al.* (1988). La méthode utilisée doit faire l'objet d'une description détaillée. En général, on doit trier au moins un quart de l'échantillon. En réalité, il est recommandé de poursuivre le sous-échantillonnage jusqu'à ce qu'on obtienne le nombre minimal d'organismes permettant d'atteindre une valeur de variance définie à l'avance. Par exemple, dans le cas du sous-échantillonneur à cône décrit par Wrona *et al.* (1982), lorsque le nombre d'organismes dénombrés dépasse 50, l'atténuation de l'erreur de sous-échantillonnage en fonction de l'effort consenti diminue. L'information additionnelle obtenue par la multiplication des sous-échantillons ne vaut pas le temps supplémentaire investi. Dans ce cas (Wrona *et al.*, 1982) ainsi que dans d'autres situations (Hickley, 1975; Elliott, 1977), le nombre minimal d'organismes dénombrés a été établi à 100. Il est recommandé d'appliquer ce nombre minimal pour chaque protocole de tri et de sous-échantillonnage en laboratoire utilisé pendant une ECI, aux fins de l'ESEE.

Les aspects suivants méritent également d'être pris en compte lors du sous-échantillonnage en laboratoire :

1) Si l'échantillon contient un grand nombre d'organismes appartenant à un taxon d'un groupe particulier (p. ex., >300 oligochètes) ou à une fraction donnée, le sous-échantillonnage peut être restreint à ces seules fractions ou à cette seule catégorie d'organismes uniquement.
2) Lorsqu'on entreprend un programme de sous-échantillonnage en laboratoire, il est recommandé d'estimer l'erreur de sous-échantillonnage en poursuivant l'opération jusqu'à ce que tout l'échantillon soit trié, et ce pour au moins 10 % de tous les échantillons. Cette précaution s'avère particulièrement importante si le nombre d'échantillons faisant l'objet d'un sous-échantillonnage est plus élevé dans une région

que dans une autre.

3) Il convient de noter soigneusement toutes les étapes du sous-échantillonnage en laboratoire, de manière à ne pas compromettre l'exactitude des calculs de la densité totale et d'autres paramètres.

6.2.2.3 Taxonomie

L'examen de l'efficacité des identifications taxonomiques réalisées à un niveau plus élevé (p. ex., la famille) pour la détection des effets des effluents des usines de pâtes et papier doit être réalisé avec les données des premier et deuxième cycle. Toutefois, jusqu'à nouvel ordre, il est recommandé de pousser l'identification des échantillons benthiques jusqu'au plus bas niveau taxonomique pratiquement possible, et jusqu'au genre et à l'espèce quand la chose est faisable. Le tableau 6.12 indique les niveaux taxonomiques recommandés pour les groupes d'organismes benthiques les plus importants. Habituellement, le niveau taxonomique doit être uniforme à l'intérieur de chaque groupe important pour tous les échantillons d'un recensement, et d'un recensement à l'autre. Les organismes qui ne peuvent être identifiés avec la précision taxonomique requise doivent être regroupés dans une catégorie distincte dans la base de données fondamanetales, au niveau de résolution taxonomique le plus précis possible. Comme l'exactitude du travail taxonomique dépend de l'accès à une documentation à jour, une bibliothèque de base des clés d'identification est essentielle. On recommande d'utiliser des clés couvrant la région géographique étudiée. Une liste détaillée de références taxonomiques pour divers groupes d'organismes est fournie par Klemm *et al.* (1990). D'autres sources importantes sont énumérées au tableau 6.13. Pour les taxons dont l'identification exige un examen microscopique détaillé, on devrait préparer des lames de microscope. La préparation des lames microscopiques peut nécessiter plusieurs étapes préliminaires, notamment la dissection, le lavage et la coloration des spécimens. Les techniques de préparation de lames microscopiques sont énumérées par Klemm *et al.* (1990). Les oligochètes et les chironomides font partie des organismes dont l'identification exige un tel montage. Dans le cas du benthos marin, les spécimens juvéniles et immatures devraient être identifiés et dénombrés séparément des adultes, car ils réagissent différemment aux effets environnementaux. Toutes les identifications doivent être effectuées ou vérifiées par un taxonomiste qualifié et expérimenté.

6.2.2.4 Établissement de collections de référence

Il est fortement recommandé de constituer des collections d'organismes de référence pour les besoins de la comparaison et des vérifications de contrôle de la qualité. Il convient pour chaque usine de dresser une collection de référence complète contenant plusieurs (c.-à-d., plus d'un (Green, 1994)) spécimens de taille représentative de chaque taxon. Ces

collections doivent être mises à jour à chaque cycle, le cas échéant (ajouter des spécimens de toutes les nouvelles espèces ou taxons découverts). L'identité de toutes les espèces doit être confirmée par un taxonomiste de l'extérieur. Chaque taxon doit être représenté par des spécimens provenant de chaque zone de l'étude, et la provenance de chaque spécimen doit être clairement indiquée. L'utilisation de photographies peut présenter des avantages (Camburn *et al.*, 1984-1986). Les collections de référence sont utiles pour confirmer les identifications, assurer l'uniformité des déterminations taxonomiques et former le personnel. Des explications détaillées sur la préparation de collections de référence et de collections de spécimen en double d'invertébrés dulcicoles sont présentées dans un rapport préparé pour le Plan d'action du Fraser d'Environnement Canada (Green, 1994).

Dans le cas des échantillons marins, il est recommandé d'utiliser les collections de référence non seulement aux fins précitées, mais aussi pour élaborer une base de données sur la taille et la biomasse pour chaque usine. On recommande d'utiliser à cette fin 5 à 10 spécimens représentatifs par espèce, en indiquant les valeurs moyennes de la largeur, de la longueur et du poids frais égoutté pour chaque taxon. Ces informations pourront être utilisées à des fins de comparaison avec les données historiques ou pour estimer sommairement les fluctuations de la biomasse dues à l'enrichissement

Tableau 6.12 Niveau de précision taxonomique recommandé pour les macroinvertébrés benthiques

Échantillons d'eau douce

Groupe	Niveau
Coelenterata	Genre
Turbellaria	Famille
Nematoda	Phylum
Nemertea	Genre
Polychaeta	Espèce
Oligochaeta:	
• Tubificidae	Espèce (sauf quelques immatures)
• Naididae	Espèce
• Lumbriculidae	Espèce
• Autres familles	Genre
Hirudinea	Espèce
Bivalvia:	
• Pisidiidae	Genre (*Pisidium*), espèce (*Sphaerium*)
• Unionidae	Espèce
Gastropoda	Espèce
Crustacea:	
• Ostracoda	Ordre
• Harpacticoida	Sous-classe
• Autres	Espèce
Acarina	Ordre
Insecta	Genre

Échantillons marins

Groupe	Niveau
Porifera	Classe
Cnidaria	Genre
Turbellaria	Genre
Nemertea	Genre
*Nematoda	Phylum (ne pas inclure dans les analyses)
Sipuncula	Espèce
Brachiopoda	Genre
Bryozoa	Famille
Mollusca	
• Aplacophora	Genre
• Gastropoda	Espèce
• Bia	Espèce
• Polyplacophora	Genre
• Scaphopoda	Espèce
Annelida:	
• Polychaeta	Espèce (sauf quelques immatures)
• Oligochaeta	Genre
Arthropoda:	
• Pycnogonida	Famille
• Cephalocarida	Phylum
• Malacostraca	Espèce
• *Copepoda	Phylum (exclure des analyses)
• Cirripedia	Espèce
•	
Ascidiacea	Famille
Echinodermata	Espèce

*Les nématodes et les copépodes harpacticoïdes appartiennent à la méiofaune et seule une fraction des spécimens sera retenue dans un tamis de 0,5 - 1 mm. En conséquence, les données ne sont pas représentatives et devraient être exclues des analyses (Holme et McIntyre, 1984)

Tableau 6.13 Liste de clés taxonomiques pour l'identification des macroinvertébrés dulcicoles et marins

Milieu dulcicole	Milieu marin
Clifford, 1991 (macroinvertébrés de l'Alberta)	**Gosner, 1971**
Lehmkuhl, 1975a, 1975b, 1976, 1979 (macroinvertébrés, éphémères et demoiselles de la Saskatchewan)	**Abbot, 1974** (coquillages)
Merritt et Cummins, 1984	**Schultz, 1969** (crustacés isopodes)
Stewart et Stark, 1988 (plécoptères)	**Keen et Coan, 1974** (mollusques)
Clarke, 1981 (mollusques)	**Austin, 1985** (invertébrés du Pacifique)
Wiggins, 1996 (trichoptères)	**Baker, 1980** (vers tubificidés)
Morihara et McCafferty, 1979 (éphémères baetidés)	**Banse, 1972, 1974** (polychètes)
Edmunds *et al.*, 1976 (éphémères)	**Appy *et al.*, 1980** (polychètes de la Baie de Fundy)
Peckarsky *et al.*, 1990 (macroinvertébrés)	**Blake, 1971** (polydora, côte Est)
Brinkhurst, 1986 (oligochètes)	**Blake, 1991** (polychètes de l'Atlantique nord)
Klemm, 1991 (sangsues des Grands Lacs)	**Bousfield, 1960** (coquillages de l'Atlantique)
Mackie *et al.* 1980 (mollusques des Grands Lacs)	**Brinkhurst, 1982** (oligochètes)
Lewis, 1974 (éphémères)	**Cutler, 1973** (Sipuncula)
Morihara et McCafferty, 1979 (larves de baetidés)	**Fournier et Petersen, 1991** (polychètes)
Pennark, 1978 (invertébrés)	**Laubitz, 1972** (caprellidés)
Wiederhom, 1983, 1986 (chironomides)	**Steele et Brunel, 1968** (amphipodes)
Bednarik et McCafferty, 1979 (Stenonema)	**Wallace, 1919** (isopodes de la Baie de Fundy)
Bousfield, 1958 (amphipodes)	**Kozloff, 1987** (invertébrés du nord-ouest du Pacifique)
Burch, 1975a, b (mollusques)	**Berkeley, 1952a, b** (annélidés du Pacifique)
Chu et Cutkomp, 1992 (insectes immatures)	**Bousfield et Hendryks, 1994, 1995 a, b** (amphipodes du Pacifique)
Fitzpatrick, 1983 (crustacés)	**Bousfield et Hoover, 1995** (amphipodes du Pacifique)
Johannsen, 1977 (diptères)	**Bousfield et Kendall, 1994** (amphipodes du Pacifique)
Oliver *et al.*, 1978 (diptères)	**Butler, 1983** (crevettes du Pacifique)
Saether, 1975 (diptères)	**Coates, 1980** (enchytraeidés de la Colombie-Britannique)
Saether, 1977 (chironimidés)	**Hart, 1982** (crabes de la Colombie-Britannique)
Schefter et Wiggins, 1986 (trichoptères)	**Hobson et Banse, 1981** (polychètes de la Colombie-Britannique)
Schuster et Etnier, 1978 (trichoptères)	**Lambert, 1981** (étoiles de mer de la Colombie-Britannique)
Thorp et Covich, 1991 (invertébrés)	**SBMNH, 1994a, b, c, 1995a, b, c, 1996a, b, c, 1997a, b**
Wood, 1963 (diptères)	**Brunel, 1970** (invertébrés du golfe Saint-Laurent
Bilyj, 1991	**Meinkoth, 1987** (invertébrés marin)
Brandlova, 1972 (cladocère)	**Morris, 1951** (invertébrés de l'Atlantique et Côte du Golfe)
Delorme, 1991	**Theroux and Wigley, 1983** (mollusques, côte Est)
Dussart, 1969 (copépodes)	**Squires, 1990** (décapodes de l'Atlantique)
Laplante et al., 1981 (coléoptères du Québec)	**Brunel, 1960** (Mysidacea de l'Atlantique)
Simpson and Bode, 1990 (diptères)	**Treadwell, 1948** (annélidés de l'Atlantique)
Walker, 1933, 1955, 1958 (odonate)	**Turgeon et al., 1988** (mollusques)

6.2.2.5 Biomasse des invertébrés

La biomasse peut nous fournir des informations supplémentaires utiles puisqu'elle est liée à la disponibilité de l'énergie pour les autres niveaux trophiques (p. ex., les poissons). Pour les milieux marins, certains chercheurs estiment qu'une analyse de l'abondance du benthos et de sa biomasse procurent un indicateur sensible des changements survenus dans la composition de la communauté benthique (p. ex., Warwick 1986; Warwick *et al.*, 1987; Clarke 1990; Burd *et al.*, 1990). Lorsque l'enrichissement organique joue un rôle déterminant, la biomasse peut certainement devenir un indicateur aussi important que la diversité et l'abondance des espèces, puisqu'elle permet de préciser le degré d'utilisation des dépôts organiquement enrichis par tous les niveaux trophiques. Par exemple, dans les échantillons marins, c'est la mesure de la distribution de la biomasse qui permet de distinguer les trois principaux groupes fonctionnels d'organismes benthiques, soit la microfaune (organismes vivant à la surface des particules), la méiofaune (organismes associés aux espaces interstitiels) et la macrofaune (organismes fouisseurs et épifaune) (Schwinghamer, 1981, 1983). Comme les organismes de ces trois groupes se distinguent par leur mode de reproduction, leur métabolisme, leur cycle biologique et leurs adaptations à l'habitat, ils réagissent différemment aux perturbations de l'habitat dans lequel ils évoluent. Il est donc important de ne pas compromettre le succès des études benthiques en mélangeant ces trois groupes lors de l'analyse des effets sur l'habitat. On comprend dès lors l'importance de choisir les tamis appropriés (voir la section 6.2.1.1).

Pour les communautés marines (et non dulcicoles), il est recommandé d'accorder une certaine attention à la mesure de la biomasse des invertébrés. Toutefois, comme l'obtention de ce genre de mesures exige beaucoup de temps et soulève des difficultés importantes (voir Crisp, 1984), il faut souvent se contenter de déterminer les changements relatifs de la biomasse des échantillons, à moins d'avoir procédé à des collectes plus précises et à une fréquence plus élevée qu'il est en général possible d'atteindre dans le cadre des ESEE. Pour déterminer ces changements, il suffit de mesurer le poids frais égoutté de spécimens adultes de taille représentative pour chaque espèce et pour chaque étude. Comme cette méthode est non destructive, on peut utiliser la collection de référence à cette fin avant de procéder à la vérification externe ou à l'archivage. Le poids moyen d'une espèce donnée peut alors être utilisé pour convertir les données sur l'abondance des espèces en données sur la biomasse relative des espèces aux fins des analyses statistiques ou d'études ultérieures. Ces données font ressortir uniquement les changements à grande échelle et ne permettent pas de déduire la production ou les taux d'interaction trophique au sein des communautés benthiques.

6.2.2.6 Principes d'AQ/CQ pour l'étude des invertébrés benthiques en laboratoire

C'est en laboratoire qu'on procède au traitement et au dénombrement des échantillons d'invertébrés appartenant aux divers taxons. Une fois triés, les échantillons provenant de chaque étude doivent être conservés en lieu sûr pendant au moins cinq ans, ou jusqu'à ce qu'on détermine qu'aucune information supplémentaire ne sera requise à leur sujet. Il importe que tous les échantillons soient traités d'une manière semblable, de manière à réduire les risques d'erreurs expérimentales lors des dénombrements. Pour limiter les erreurs de traitement, il convient d'ajouter aux programmes d'AQ/CQ les consignes suivantes :

1) toutes les personnes participant au traitement des échantillons et des analyses doivent avoir suivi une formation appropriée ou détenir un diplôme pertinent;
2) les effets d'un sous-échantillonnage (le cas échéant) sur les estimations de l'abondance doivent être étudiés sur au moins 10 % des échantillons, et les effets du sous-échantillonnage sur les estimations de l'échantillon doivent être décrits;
3) soumettre des échantillons triés choisis au hazard à un nouveau tri afin d'évaluer l'efficacité du tri initial (voir ci-après);
4) consulter les références taxonomiques appropriées selon le type et l'emplacement géographique de l'habitat étudié;
5) constituer une collection de référence complète pour chaque usine, la faire vérifier par un expert en taxonomie de l'extérieur et la mettre à jour au besoin (lorsque de nouvelles espèces ou de nouveaux taxons sont récoltés);
6) élaborer un système d'archivage des échantillons;
7) pour les échantillons marins et estuariens, les adultes et les formes juvéniles ou immatures doivent être dénombrés séparément;
8) indiquer les méthodes retenues pour le traitement, la réduction, la transformation et la communication des données;
9) tenir des notes détaillées sur le traitement des échantillons et les analyses en laboratoire dans un cahier relié.

La première étape du traitement des échantillons écologiques consiste à séparer les organismes des débris et, le cas échéant, à sous-échantillonner les organismes triés en vue d'une identification plus poussée. Le taux d'erreurs résultant inévitablement de ces activités doit être estimé (voir Kreis, 1986, 1989). L'efficacité du tri se détermine facilement à l'aide de vérifications ponctuelles des débris qui restent après l'extraction des organismes. Il est recommandé de soumettre au moins 10 % des échantillons à un nouveau tri et d'utiliser pour seuil de qualité minimale acceptable du tri une proportion d'organismes non dénombrés égale ou inférieure à 10 %. Si le nouveau tri permet de récupérer plus de 10 % du nombre total d'organismes, tous les échantillons appartenant à

un même groupe doivent être soumis à un nouveau tri. Il en ira de même lorsqu'un groupe entier d'invertébrés benthiques aura échappé à l'attention de la personne chargée du tri ou n'aura pas été reconnu comme des organismes, et ce même si les organismes en cause représentent moins de 10 % du nombre total d'organismes répertoriés. Les facteurs suivants doivent être pris en compte dans la détermination des groupes d'échantillons semblables : 1) zone d'échantillonnage; 2) classe d'habitat; 3) personne chargée du tri. Les consignes d'AQ/CQ s'appliquent indépendamment à chaque groupe d'échantillons triés. Les fractions triées et non triées doivent être conservées tant et aussi longtemps que l'efficacité du tri n'a pas été confirmée et que l'ARA n'a pas achevé l'examen des données.

On recommande également de faire confirmer les identifications par un expert reconnu au moyen d'examens ponctuels, ainsi que celle de tout nouveau spécimen ajouté à la collection de référence. Les musées sont parfois disposés à offrir ce service lorsque des régions éloignées sont comprises dans l'étude et qu'il existe une possibilité d'identification de nouvelles espèces ou d'extension de l'aire de répartition de certaines espèces. Ils pourront également parfois conserver les échantillons choisis ou les spécimens en double. Toutefois, comme la conservation à long terme du matériel biologique est une opération fastidieuse, les quantités de matériel soumises doivent être limitées.

6.3 Analyse des données

L'élaboration du plan d'échantillonnage et des méthodes de traitement et d'analyse des données doit être réalisé conjointement par une ou plusieurs personnes possédant l'expérience voulue dans les domaines de l'écologie et de la statistique. Une attention particulière doit être accordée aux questions suivantes : Quelle est (le cas échéant) l'ampleur des effets de l'effluent de l'usine sur les communautés benthiques? Quelle est l'étendue spatiale des effets détectables de l'effluent de l'usine sur les communautés benthiques? Il convient de préciser que les plans d'étude recommandés (section 6.x) sont fondés sur l'hypothèse selon laquelle l'ECI a pour objet de distinguer les différences entre certaines zones et au sein de ces zones, et que les analyses doivent s'attacher à déterminer ces différences. Pour en savoir plus sur les effets critiques, la détermination de la puissance statistique, les intervalles de confiance et les méthodes fondées sur le " poids de la preuve ", consulter le chapitre 3.

Les méthodes d'analyse des données énumérées dans le présent document constituent un minimum recommandé aux fins de la communication des résultats et de l'assurance d'une certaine uniformité d'une étude à l'autre. De nombreuses méthodes peuvent être utilisées pour analyser les données décrivant les communautés d'invertébrés benthiques. Nous accordons donc autant d'importance à la présentation graphique et tabulaire des tendances

temporelles et spatiales observées au sein des communautés qu'à la création et à la conservation de bases de données à la fois simples, complètes et accessibles. Si les données brutes sont conservées dans un endroit sûr et accessible, toute nouvelle analyse ou méta-analyse jugée appropriée pourra être réalisée à un coût minimal et avec un maximum d'efficacité.

Certaines méthodes d'analyse multivariée ne se prêtent pas à l'interprétation statistique mais ont plutôt une utilité graphique. Il est particulièrement important de ne pas " sur-interpréter " les résultats obtenus à l'aide de ces méthodes et de décrire soigneusement les conclusions fournies par ces dernières tout en rappelant les hypothèses écologiques et mathématiques sous-jacentes et les limites de la méthode utilisée. Néanmoins, ces méthodes peuvent être extrêmement utiles pour visualiser les effets environnementaux. Les résultats de ces analyses peuvent servir à l'établissement du " poids de la preuve " sous-tendant les conclusions définitives.

6.3.1 AQ/CQ pour la saisie et la vérification des données

La vérification adéquate de la saisie des données est la première étape de tout programme d'analyse des données. Les études portant sur les communautés écologiques produisent généralement de grandes matrices de données englobant des observations sur chaque taxon à chacune des stations d'échantillonnage, et ce pour des centaines de taxons. Les ordinateurs et les logiciels de statistiques multivariées facilitent en général la synthèse des données requises pour faire ressortir les tendances spatiales et temporelles au sein d'une communauté d'organismes (Hensler, 1984; Ludwig et Reynolds, 1988). Étant donné la nature et de la quantité des données recueillies, il convient d'apporter un soin particulier à leur traitement afin d'éviter les erreurs de saisie et une utilisation fautive des données ultérieurement. Les systèmes à double entrée et les vérifications de transcription à partir des registres originaux sont des techniques de contrôle de la qualité utiles. On distinguera clairement le manque de données de l'absence d'un taxon en utilisant des codes uniques de valeurs manquantes différents de zéro, avec définitions de codes intégrées dans chaque fichier. Les fichiers de données inaltérables permettent d'assurer l'intégrité des données. Les préoccupations relatives à l'AQ/CQ en matière d'analyse des données comprennent : la vérification et la validité des données, la répétabilité et la robustesse des analyses statistiques et la rigueur et la fiabilité des analyses. Selon Gibbons *et al.* (1993), l'analyse des données devrait être répétable, de manière à ce qu'un chercheur analysant les données rassemblées en annexe d'un rapport particulier et utilisant les méthodes décrites dans ce rapport arrive aux mêmes conclusions. D'autres aspects doivent être pris en compte durant la vérification et l'analyse des données :

1) avoir recours à un personnel ayant reçu une formation appropriée et possédant l'expérience requise;
2) procéder à des épreuves sélectives pour déterminer les erreurs de transcription, les résultats aberrants, et les autres données douteuses;
3) fournir les données brutes sous forme de bases de données électroniques ou d'annexes aux rapports;
4) décrire les méthodes (tests statistiques particuliers) et les logiciels (le cas échéant) utilisés aux fins des analyses;
5) prendre des notes détaillées sur les analyses des données;
6) présenter clairement les résultats, les interprétations et les conclusions.

6.3.2 Traitement des données

Traitement des valeurs aberrantes

La première étape de l'analyse des données consiste à vérifier les erreurs de transcription. L'omission de cette étape peut compromettre sérieusement la validité des analyses subséquentes. Il importe de vérifier toutes les données saisies en comparant un exemplaire imprimé du fichier aux feuilles de données brutes. Cette vérification sera confiée de préférence à une personne différente de celle qui a procédé à la saisie originale. Si la saisie a été effectué correctement, les données doivent être synthétisées, épurées des valeurs erronées et aberrantes, évaluées quant à leur normalité et transformées, le cas échéant (Gibbons *et al.*, 1993).

Diverses techniques de représentation graphique comme les diagrammes en rectangles et moustaches ("Box and Whisker Plots"), les courbes de distribution normale et les diagrammes arborescents ("Stem-Leaf Diagrams") peuvent être utilisés pour repérer les valeurs extrêmes (valeurs aberrantes véritables ou erreurs de saisie) (voir Tukey, 1977). Norris et Georges (1993) recommandent d'examiner les estimations de l'abondance pour chaque taxon afin de déterminer si les valeurs enregistrées sont plausibles. Ils recommandent également de calculer les valeurs de la moyenne et de l'écart-type, puisque les valeurs exagérément élevées ou faibles peuvent résulter d'erreurs. Les valeurs extrêmes ou aberrantes qui ne sont pas dues à des erreurs doivent être conservées, car leur élimination entraînerait une réduction du nombre d'observations et, de là, une baisse de la puissance statistique de l'étude des invertébrés dans l'ESEE. Il convient plutôt de souligner l'existence de ces valeurs dans le rapport et d'en préciser les effets sur les résultats en procédant à une nouvelle analyse en excluant ces valeurs.

Organismes inconnus ou immatures

Certains échantillons peuvent contenir des spécimens immatures impossibles à identifier avec la précision taxonomique recommandée (tableau 6.12). Une telle situation peut également survenir lorsque les échantillons sont mal conservés et que des caractéristiques essentielles à l'identification sont détruites (p. ex., coquilles de mollusque dissoutes par le formol non tamponné). Pour rendre compte correctement des données brutes, il convient de mentionner ces taxons non identifiés et leur abondance dans les fichiers de données électroniques et les annexes au rapport. Toutefois, aux fins de l'analyse, les chercheurs doivent décider s'il convient ou non de répartir les spécimens inconnus conformément aux proportions observées des spécimens correctement identifiés. On doit pour cela présumer que le rapport des spécimens non identifiés est le même que celui des spécimens identifiés, ce qui n'est pas nécessairement le cas. D'autres solutions de rechange sont envisageables : 1) exclure complètement toutes les formes immatures ou endommagées; 2) regrouper tous les spécimens (matures et immatures, identifiés ou non) en une seule catégorie au niveau taxonomique supérieur suivant; 3) traiter les taxons non identifiés comme des catégories distinctes au cours de l'analyse. La première option n'est pas la meilleure solution si le taxon " problématique " représente une grande proportion de la communauté benthique totale. La deuxième présume que tous les taxons appartenant à un niveau taxonomique supérieur réagissent de la même façon aux facteurs de stress liés à l'effluent, ce qui n'est pas nécessairement le cas. Enfin, la troisième aura des effets variables sur l'interprétation des données, selon l'abondance du taxon non identifié. La solution retenue dépend de l'expertise et de l'expérience du chercheur, mais elle doit dans tous les cas être exposée en détails dans la section des rapports appropriés de l'ESEE traitant des méthodes.

Pour les études portant sur les milieux marins, on exige également que les immatures et les juvéniles soient dénombrés séparément des adultes, qu'il soit possible ou non de les identifier à l'espèce, de manière à ce que l'analyse de la communauté d'adultes soit soustraite à l'influence confondante des formes juvéniles transitoires. Ainsi, les analyses devraient présenter les résultats avec et sans la présence des immatures. Cette précaution est nécessaire puisque les formes benthiques récemment fixées présentent des caractéristiques de survie différentes de celles des adultes, lesquels sont présents dans les sédiments depuis beaucoup plus longtemps et ont fini par s'adapter aux effets des perturbations de leur habitat. Selon le calendrier de l'échantillonnage, les juvéniles récemment fixés risquent d'être abondants dans les échantillons, mais ils peuvent également tous périr en quelques jours à cause des facteurs de stress, des prédateurs ou des espèces concurrentes. Ceci ne signifie pas que les données sur les immatures ne sont pas importantes. Des variations soudaines du taux de fixation des immatures entre deux échantillons voisins prélevés dans des habitats physiquement homogènes peuvent trahir l'existence de concentrations variables d'agents stressants. La distribution des deux

groupes permet simplement d'éviter de confondre les résultats.

Réduction des données

La réduction des données devrait servir uniquement à faciliter les analyses statistiques ou multivariées, et pour les mêmes raisons que celles invoquées pour justifier la transformation des données (voir plus loin). La réduction des données peut entraîner l'élimination ou le regroupement des taxons les plus rares, ou la réduction des sous-échantillons par regroupement ou calcul de moyennes. Il existe divers protocoles de réduction des données pour les communautés marines, mais les diverses réductions réalisées doivent être prises en compte dans l'interprétation subséquente des analyses de données. Par exemple, l'élimination des taxons rares pourrait signifier l'exclusion de 90 % ou plus de la biomasse dans une station donnée si les organismes considérés sont de grande taille. Dans certains cas, on peut regrouper les taxons rares dans le niveau taxonomique supérieur, ce qui limite la perte d'informations mais rend plus hypothétique le comportement uniforme des groupes taxonomiques mixtes ainsi formés. On peut trouver un examen des méthodes courantes de réduction des données dans Stephenson et Cook (1980), avec certaines considérations écologiques dans Burd *et al.* (1990).

Transformation des données

On procède souvent à la transformation des données sans s'inquiéter de ses effets sur l'interprétation des résultats. Les transformations ne devraient être envisagées que si l'on en connaît parfaitement les effets sur les données et leur interprétation, et uniquement si elles sont nécessaires pour assurer le bon déroulement des analyses statistiques ou multivariées et aider :

1) à normaliser les distributions;
2) à réduire les effets des taxons extrêmement dominants au sein d'un groupe de données sur l'analyse multivariée (ou l'ordination);
3) à atténuer le problème que pose pour l'analyse la présence d'un trop grand nombre de zéros dans la matrice de données (voir Clarke et Green, 1988);
4) à homogénéiser les variances hétérogènes ou à rendre la variance indépendante de l'abondance moyenne pour les analyses paramétriques;
5) à linéariser les rapports entre les variables.

On a souvent eu recours à la transformation logarithmique pour les données sur les invertébrés benthiques, parce que l'abondance de ces organismes varie typiquement selon une courbe exponentielle (Green, 1979). La transformation logarithmique réduit l'importance des membres numériquement dominants et accroît la probabilité de résolution

de la structure lorsque les différences observées sont dues à des taxons d'abondance moyenne ou rare. Toutefois, la transformation logarithmique est passablement radicale. D'autres chercheurs ont préconisé le recours à d'autres formes de conversions géométriques comme la racine carrée, la racine cubique, la racine à la puissance quatre, le logarithme naturel, etc. (ces méthodes sont examinées par Hoyle, 1973; Tukey, 1977; Hoaglin *et al.*, 1983 et Downing, 1981). Downing (1979) a démontré empiriquement que la meilleure transformation d'ensemble pour stabiliser la variance pour le benthos dulcicole était la racine à la puissance quatre ($x^{0,25}$), puisque cette méthode améliore grandement la performance des méthodes multivariées paramétriques comme l'ordination. Vezina (1988) a répété l'exercice pour les communautés subtidales marines, et a conclu que ces communautés étaient empiriquement moins agrégées que les communautés dulcicoles et qu'elles nécessitaient donc une transformation moins radicale (p. ex., $x^{0,4}$). Toutefois, les deux chercheurs ont insisté sur l'importance d'analyser les rapports entre la moyenne et la variance aux fins de la détermination de la méthode de transformation la plus appropriée pour une communauté donnée. Cette précaution permet en outre de vérifier si la transformation choisie a bel et bien permis de stabiliser la variance.

La méthode la plus extrême de transformation est la conversion présence/absence. Il s'agit simplement d'une forme de transformation qui sert à élucider les différences structurelles en accordant la même importance à tous les taxons. Il convient de préciser clairement l'échelle d'application d'une telle transformation (p. ex., nombre de sous-échantillons transformés avant le calcul de la moyenne, ou moyennes des sous-échantillons transformés).

Parmi les autres méthodes envisageables, mentionnons le classement ou le codage des données (p. ex., 1 à 5 en fonction de l'abondance), la normalisation des données (division des valeurs par l'écart-type, pour l'échantillon ou pour l'espèce), ou la relativisation (utilisation de fractions de l'abondance maximale échantillonnées pour une espèce, sur l'ensemble des stations) (voir également Burd *et al.*, 1990).

Il convient de rappeler que le recours à toute méthode de transformation fait intervenir des hypothèses qui compliquent l'interprétation des analyses de données. Par exemple, il peut être jugé présomptueux de suggérer que les taxons d'abondance moyenne à faible sont plus importants pour la détermination de la structure de la communauté que le taxon dominant dans un habitat soumis à un stress. Aucun motif écologique ne permet *a priori* de faire une telle supposition, à moins que la communauté ne soit dominée par des formes " transitoires ", comme des juvéniles nouvellement fixés dont la survie dans des conditions de stress n'est pas assurée.

Lorsqu'un groupe d'organismes contient des formes très dominantes, on peut obtenir des

renseignements sur l'incidence des taxons d'abondance moyenne à faible sur la distribution en procédant à une série d'analyses au cours desquelles les taxons dominants seront éliminés un à un. Cette méthode appartient à la catégorie de " l'exploration des données ", un des outils les plus puissants de l'écologiste.

Le recours à une tranformation " biologique " comme la conversion de la biomasse pour les données sur l'abondance constitue une option de rechange intéressante aux transformations mathématiques. Ce type de transformation se prête mieux à l'interprétation écologique et a souvent le même effet que les transformations géométriques (Burd, 1992). En l'absence de mesures directes de la biomasse, une opération de conversion de la biomasse risque d'entraîner une sous-estimation des formes petites et abondantes au profit des formes plus grosses et plus rares dont la contribution à la biomasse organique de la communauté est considérable. Souvent, une comparaison de l'analyse de l'abondance brute et de l'abondance après conversion de la biomasse peut aider à faire ressortir des tendances structurales au sein de la communauté. Une comparaison ultérieure d'analyses traditionnelles de données ayant subi une transformation géométrique permet de déterminer la robustesse des distributions, peu importe la méthode de traitement des données retenue. Les données non transformées doivent être conservées dans un endroit accessibles, de manière à ce qu'on puisse facilement les soumettre à diverses transformations ou à d'autres analyses, le cas échéant. Clarke et Green (1988) ont analysé les limites de la transformation logarithmique, tandis que Burd *et al.* (1990) ont présenté un examen des méthodes de transformation les plus couramment utilisées. Green (1979) traite pour sa part des avantages de la conversion présence/absence.

6.3.3 Analyses statistiques

" Simplicité " est le mot d'ordre à retenir en ce qui concerne l'analyse statistique, puisque les études du premier cycle ont clairement démontré la complexité excessive et les limites des exigences alors prescrites en cette matière. La présence ou l'absence, les proportions, la biomasse ou la densité de chaque taxon d'invertébrés benthiques dans la communauté constituent les informations de base de toute étude du benthos. Parmi les autres paramètres qu'on peut recommander d'inclure dans l'ensemble fondamental de données, mentionnons divers descripteurs comme la richesse taxonomique, la diversité et la régularité, ainsi que des descripteurs de la population comme la moyenne et la variance de l'abondance et de la biomasse. Toutefois, les indices de la richesse et de la diversité des espèces ne sont utiles que si la majorité des organismes ont été identifiés à l'espèce. Dans le cas contraire, les résultats nous renseigneront uniquement sur la richesse à l'échelle de groupes taxonomiques supérieurs comme la famille ou le genre. Des méthodes de classement de rechange (p. ex., indices de sensibilité, proportions ou densité des groupes fonctionnels) peuvent aider à présenter des données sous un autre angle, si l'on dispose

d'informations indépendantes suffisantes sur la tolérance écologique ou les préférences des membres de la communauté.

Il est recommandé de décrire les communautés tant à l'échelle spatiale de la zone qu'à celle de la station. Par exemple, on peut exprimer la richesse taxonomique soit sous forme de moyenne par zone, soit sous forme de nombre total de taxons relevés dans chaque station. Il en va de même des autres descripteurs de la communauté énumérés ci-dessus. Le recours à deux échelles spatiales peut être utile, en particulier pour la méta-analyse des données provenant de plusieurs ESEE.

La combinaison d'une description graphique multivariée claire de la distribution spatiale des descripteurs de la communauté et d'analyses statistiques simples comme l'analyse de variance à un critère de classification (ANOVA) ou l'analyse de régression permet d'illustrer tout effet particulier au site de l'effluent sur la communauté des invertébrés benthiques. Les plans d'étude recommandés à l'annexe 1 se prêtent à un ensemble simple d'analyses statistiques. Les analyses de base recommandées pour ces plans d'étude sont énumérées au tableau 6.8. Nous les répétons pour mémoire ci-après :

Plan d'étude	**Analyse statistique**
Contrôle-Impact	ANOVA/analyse multivariée
Gradient linéaire	Analyse de régression/analyse multivariée
Contrôle-Impact multiple	Analyse de covariance/analyse multivariée
Gradient radial	Analyse de régression/analyse multivariée

Analyse univariée

Les méthodes standards recommandées pour l'analyse des données sommaires (abondance, diversité, biomasse, etc.) comprennent l'analyse de variance à un critère de classification (à utiliser avec le plan d'étude Contrôle-Impact) et l'analyse de régression (à utiliser avec les plans d'étude à gradient). La comparaison des zones de référence et des zones exposées (à divers degrés) avec répétitions au niveau des stations, dans le contexte d'une évaluation unique (ANOVA) est directe, comme le sont aussi d'ailleurs les analyses de puissance et les plans d'échantillonnage (voir le chapitre 3).

Pour les analyses à gradient, la régression simple peut être utile pour comparer les rapports qui existent entre les facteurs biotiques univariés comme l'abondance, la biomasse, la richesse, l'abondance des principaux taxons, etc. et les facteurs physiques et chimiques des sédiments. L'analyse de régression est mieux adaptée à la mesure de la

variance résiduelle de l'ensemble des stations réparties le long du gradient. En d'autres mots, les analyses de gradient s'intéressent plus au degré d'ajustement à un rapport prévu entre les facteurs biotiques et environnementaux qu'à la variance mesurée dans un site donné et entre les sites (comme dans l'analyse de variance). Pour les gradients radiaux, une comparaison des régressions pour chacun des gradients (p. ex., régression de l'abondance des organismes par rapport à la distance de l'émissaire) peut fournir des indications utiles sur la direction et l'étendue des effets. On peut également réunir l'ensemble des données de tous les gradients en une seule régression, si la comparaison porte sur les facteurs biotiques et physiques non liés aux facteurs géographiques ou aux facteurs liés à l'habitat naturel (p. ex., abondance de la faune par rapport à la concentration de chlorophénol dans les sédiments). Dans les régressions simples, il importe d'éviter la confusion des facteurs physiques utilisés (p. ex., la concentration en COT des sédiments peut être masquée par la taille des particules). Si l'échantillonnage est suffisant (gradients radiaux), il peut être possible de choisir des stations soustraites aux effets confondants (p. ex., conditions d'habitat homogènes) aux fins de l'analyse de régression des variables biotiques par rapport aux variables liées à l'usine.

Lorsque de multiples facteurs physiques ou chimiques liés aux sédiments sont inclus dans une variable biotique, l'analyse de régression multiple peut être d'une certaine utilité.

Analyse multivariée

Comme il est impossible de visualiser les configurations dans l'espace multidimensionnel (où chaque taxon représente une dimension de la distribution d'ensemble), il devient nécessaire, pour interpréter les tendances, de réduire sensiblement le nombre de dimensions prises en compte. Au niveau de la configuration de la communauté, certaines formes d'analyse multivariée ou multidimensionnelle peuvent s'avérer appropriées. Certaines permettent d'examiner la communauté biotique de façon isolée, tandis que d'autres combinent les analyses comparatives des facteurs biotiques et physiques.

Les mesures de similitude (voir Clifford et Stephenson, 1975; Washington, 1984) peuvent servir à déterminer les différences multidimensionnelles (multi-spécifiques) de la composition entre les stations ou les échantillons. De telles réductions dimensionnelles servent de matière première pour les présentations graphiques multivariées comme l'ordination et l'analyse typologique, que certains chercheurs jugent particulièrement utiles pour la détermination des tendances de variation des communautés entre les zones exposées aux effluents. Les méthodes d'ordination font partie d'une famille de méthodes statistiques graphiques paramétriques (linéaires) qui comprennent l'analyse de variance à plusieurs variables (MANOVA), l'analyse discriminante, la régression multiple, l'analyse des correspondances, etc. Toutes ces méthodes s'appuient sur des hypothèses de base

concernant la normalité et la distribution des variances dans la communauté étudiée (voir plus haut la section concernant les transformations des données). Les analyses typologiques sont elles aussi graphiques, mais ne elles ne dépendent généralement pas d'hypothèses sous-jacentes présumant de la normalité de la distribution. Bien que ni l'une ni l'autre de ces méthodes n'est par nature inférencielle ni fondée sur la vérification d'hypothèses, il demeure possible de superposer les intervalles de confiance sur les distributions graphiques. Les méthodes et les applications utiles sont décrites dans les ouvrages de référence sur les statistiques multivariées. De nombreux logiciels ont également été mis au point.

Il existe par ailleurs d'autres méthodes non paramétriques de vérification des hypothèses comme la randomisation, la méthode jackknife et la méthode bootstrap (sans distribution) (Efron, 1982; Felsenstein, 1985). De telles méthodes ont été appliquées à l'analyse typologique afin de vérifier le caractère significatif de l'homogénéité des regroupements des stations et des communautés distinctes séparées et reproductibles (Nemec et Brinkhurst, 1988).

Comme dans le cas de la transformation des données, il importe de bien comprendre les hypothèses sous-jacentes et les limites de ces méthodes, ainsi que l'incidence qu'elles peuvent avoir sur les résultats des analyses des communautés benthiques, pour être en mesure de fournir une interprétation écologiquement correcte aux résultats.

Les chercheurs peuvent également recourir à d'autres méthodes d'analyse, à d'autres paramètres, à d'autres indices ou à d'autres espèces indicatrices s'ils ont des motifs de croire qu'ils pourraient en tirer des enseignements utiles pour une étude particulière. Le présent guide n'a pas pour objet de reproduire un ouvrage d'analyse statistique complet avec des tableaux d'erreurs, etc. Il convient de faire en sorte que les analyses choisies conviennent au plan d'étude. D'autres sources de renseignements (tableau 6.14) ou un biostatisticien qualifié peuvent être consultés au besoin.

6.3.4 Exigences en matière de rapports

Il est recommandé que les données triées aux fins du codage ou du dénombrement des erreurs soient conservées dans des bases de données simples et accessibles. On doit utiliser pour la saisie des données un logiciel standard (p. ex., Microsoft Excel ou Access) afin de faciliter la comparaison des ensembles de données d'une usine à l'autre (voir à ce sujet le chapitre 10). On travaille actuellement à l'élaboration de la présentation de cette base de données dans le cadre d'un projet de gestion de l'information. De toute évidence, il convient de présenter des données sous forme de fichiers électroniques faciles à utiliser, de

façon à ce que les responsables de la réglementation soient en mesure d'effectuer des comparaisons à grande échelle. L'ensemble complet des données de base, y compris celles intéressant les taxons rares ou très variables et les identifications ambiguës, doit être conservé sous cette forme, même si une filtration des données a été réalisée avant le calcul des descripteurs de la communauté. On peut ainsi recourir à des méthodes alternatives de filtration, de calcul des descripteurs de communauté ou d'analyse lors de ré-analyses ou de méta-analyses. Nous proposons ci-après une liste des aspects dont il faut tenir compte durant tout le déroulement de l'étude des invertébrés sur le terrain, en laboratoire et lors des analyses de données.

Exigences en matière de rapports sur le terrain

1) conserver les feuilles de terrain pendant cinq ans;
2) préciser l'emplacement des stations (coordonnées de quadrillage);
3) préciser la date et l'heure de l'échantillonnage;
4) nommer les membres de l'équipe d'échantillonnage;
5) décrire l'habitat, y compris les variables environnementales;
6) décrire les matières solides rejetées par l'usine et tout autre signe d'autres sources de contamination (décoloration, odeurs, résidus d'hydrocarbures) dans les sédiments avant le traitement des échantillons;
7) décrire les méthodes d'échantillonnage utilisées, y compris le type et la taille des échantillonneurs ainsi que le type et le maillage des tamis;
8) photographier les stations.

Exigences relatives aux rapports de laboratoire

1) conserver les feuilles de rapport d'analyse pendant cinq ans;
2) consigner les données brutes pour chaque sous-échantillon, en précisant les taxons présents et le nombre de spécimens;
3) préciser l'efficacité du tri effectué;
4) décrire les méthodes de sous-échantillonnage utilisées et leur précision;
5) indiquer les références taxonomiques utilisées;
6) préciser le lieu où sont conservées les collections de référence et décrire les vérifications taxonomiques effectuées.

Exigences relatives aux rapports d'analyse des données

1) fournir en annexe des tableaux de l'abondance des espèces pour chaque échantillon;
2) fournir des tableaux synoptiques de l'abondance des principaux taxons (moyennes et écarts-types pour chaque zone);
3) fournir des tableaux synoptiques des résultats de l'analyse univariée et des estimations de la variance (abondance, richesse, biomasse);
4) décrire brièvement la taille des effets observés;
5) fournir des estimations de la puissance des analyses en s'appuyant sur les résultats de l'analyse univariée;
6) décrire dans quelle mesure on a respecté les objectifs de qualité des données, les procédures opérationnelles standardisées et les protocoles d'échantillonnage, et signaler tout problème éventuel décelé au cours de l'AQ/CQ,;
7) décrire les effets des valeurs aberrantes ou extrêmes sur les résultats (le cas échéant);
8) fournir tout autre détail susceptible d'influer sur la qualité ou l'interprétation des données.

Tableau 6.14 Principales sources de références

Écologie des invertébrés benthiques
Pearson et Rosenberg, 1978
Schwinghamer, 1981, 1983
Resh et Rosenberg, 1984
Rosenberg et Resh, 1993
Diaz et Schaffner, 1990
Échantillonnage des invertébrés benthiques et traitement des échantillons
Holme et McIntyre, 1984
Downing, 1979
Vezina, 1988
Klemm *et al.*, 1990
Stanford et Spacie, 1994
Gray *et al.*, 1990
Analyses statistiques
Green, 1979, 1989
Burd *et al.*, 1990
Elliott, 1977
Clarke et Green, 1988
Reynoldson *et al.*, 1995

6.4 Références

Abbott, R.T. 1974. American seashells. (2nd Ed.) Van Nostrand Reinhold Co., New York. 633 pp.

Alldredge, J.R. 1987. Sample size for monitoring of toxic chemical sites. Envir. Monitor. Assess. 9:143-154.

Alberta Environment. 1990. Selected Methods for the Monitoring of Benthic Invertebrates in Alberta Rivers. Environmental Quality Monitoring Branch, Alberta Environment.

Appy, T.D., I.F. Linkletter, and M.J. Dadswell. 1980. A guide to the marine flora and fauna of the Bay of Fundy: Annelida: Polychaeta. Fishereies and Marine Service, Technical Report No. 920. 124 pp.

Austin, W.C., 1985. An Annotated Checklist of Marine Invertebrates in the Cold TemperateNortheast Pacific,Vol. 1, 2 and 3, Khoyatan Marine Laboratory, Cowichan Bay, B.C., Contract to Fisheries and Oceans.

Bailey, R.C., Norris R.H., and T.B. Reynoldson. (eds.) 1996. Study design and data analysis in benthic macroinvertebrate assessments of freshwater ecosystems using a reference site approach. Technical Information Workshop, North American Benthological Society, 44th Annual Meeting, Kalispell, Montana. 69p.

Baker, H.R. 1980. Key to the Common Tubificid Species of the Northeast Pacific, Manuscript from Oligochaeta Workshop.

Banse, K. 1972. Redescription of some species of Chone Kroyer and Euchone Malmgren, and three new species (Polychaeta: Sabellidae) Fishery Bulletin 70(2):459-495.

Banse, K and K.D. Hobson, 1974. Benthic Errantiate Polychaetes of British Columbia and Washington, Bulletin of Fisheries Research Board of Canada, Bulletin 185, Ottawa.

Barber, W.E., and N.R. Kevern. 1974. Seasonal variation of sieving efficiency in a lotic habitat. Freshwat. Biol. 4:293-300.

Bednarik, A.F., and W.P. McCafferty. 1979. Biosystematic revision of the genus Stenonema. Can. Fish. Aquat. Sci. Bull. No. 201, 73 p.

Berkeley, C. and E. Berkeley. 1952a. Canadian Pacific Fauna, 9. Annelida 9b (1) Polychaeta Errantia, University of Toronto Press, Fish. Res. Bd., Canada.

Berkeley, C. and E. Berkeley. 1952b. Canadian Pacific Fauna 9. Annelida 9b (2) PolychaetaSedentaria, University of Toronto Press, Fish. Res. Bd., Canada.

Bilyj, B. 1991. Taxonomic verifications. Rapport interne. LRTAP Biomonitoring Program, Région du Québec. 13 p.

Blake, J.A. 1971. Revision of the genus Polydora from the east coast of North America (Polychaeta: Spionidae). Smithson. Contr. Zool. 75:1-32.

Blake, J.A. 1991. Revision of some genera and species of Cirratulidae (Polychaeta) from the western North Atlantic. Ophelia Suppl. 5:17-30.

Booth, J., Hay, D. and Truscott, J. 1996. Standard methods for sampling resources and habitats in coastal subtidal regions of British Columbia: Part I - Review of mapping with preliminary recommendations. Can. Tech. Rep. Fish. Aquat. Sci. 2118. 53pp.

Bousfield, E.L. 1958. Freshwater amphipod crustaceans of glaciated North America. Can. Field Nat. 72(2): April-June

Bousfield, E.L. 1960. Coquillages des côtes canadiennes et de l'Atlantique. Ministère du Nord canadien er des Ressources naturelles. Musées nationaux du Canada. 89 pp.

Bousfield, E.L. and E.A. Hendryks, 1994. The Amphiphod Superfamily Leucothoidea on the Pacific Coast of North America. Family Pleustidae: Subfamily Pleustinae, Systematics and Biogeography, Amphipacific Vol.1, No. 2.

Bousfield, E.L. and E.A. Hendryks. 1995a. The Amphipod Family Pleustidae on the Pacific Coast of North America. Part III, Subfamilies Parapleustinae, Dactylopleustinae,and Pleusirinae: Systematics and Distributional Ecology, Amphipacifica Vol.II, No.1.

Bousfield, E.L. and E.A. Hendryks.1995b. The Amphipod Superfamily Eusiroidea in the North Pacific Region.I Eusiridae: systematics and distributional ecology, Amphipacifica Volume 1, Number 4.

Bousfield, E.L. and P.M. Hoover. 1995. The Amphipod Superfamily Pontoporeioidea on the Pacific Coast of North America. II. Family Haustoriidae. Genus Eohaustorias J.L.

Barnard: Systematics and Distributional Ecology, Amphipacifica, Vol. II, No. 1.

Bousfield, E.L., and J. A. Kendall. 1994. The Amphipod Superfamily Dexaminoidea of the North American Pacific Coast; Families Atylidae and Dexaminidae: Systematics and Distributional Ecology, Amphipacifica Vol. 1, No. 3.

Brandlova, J. 1972. The cladocera of Ontario with remarks on some species and distribution. Can. J. Zool. 50: 1373-1403.

Brinkhurst, R. O. 1982. British and other marine and estuarine oligochaetes. Synopses of the British Fauna, N.S. 21: 1-127.

Brinkhurst, R.O. 1986. Guide to the freshwater aquatic microdrile Oligochaetes of North America. Can. Spec. Publ. Fish. Aquat. Sci. 84. 259 p.

Brunel, P. 1960. Artificial key to the mysidacea of the Canadian Atlantic continental shelf. Can. J. Zool. 38: 851-855.

Brunel, P. 1970. Catalogue d'invertébrés benthiques du golfe Saint-Laurent recueillis de 1951 à 1966 par la station de biologie marine de Grande-Rivière. Travaux sur les pêcheries du Québec, no. 32, 54 p.

Burch, J.B. 1975a. Freshwater Sphaeriacean clams (Mollusca: Pelecypoda) of North America, Malacological Publications, Hamburg, Michigan.

Burch, J.B., 1975b. Freshwater Unionacean Clams (Mollusca: Pelecypoda) of North America, Malacological Publications, Hamburg, Michigan

Burd, B.J., A. Nemec, and R.O. Brinkhurst. 1990. The development and application of analytical methods in benthic marine infaunal studies. Adv. Mar. Biol. 26:169-247.

Burd, B.J. 1992. Qualitative and quantitative studies of benthic infaunal communities in British Columbia coastal waters. PhD thesis, U. Victoria, Victoria, B.C.

Butler, T.H..1983. Shrimps of the Pacific Coast of Canada, Bulletin 202, Dept. of Fish. And Oceans, Ottawa.

Camburn, K.E., J.C. Kingston and D.F. Charles (eds.). 1984-1986. PIRLA Diatom Iconograph. Contains 53 photographic plates and 1059 figures, plus figure legends. PIRLA unpublished Report Series, Report No. 3. Indiana University, Bloomington, Indiana.

Canton, L.W. 1991. Improved subsampling methods for the EPA "Rapid Bioassessment" benthic protocols. Bull. N. Am. Ben. Soc. 8:317-319.

Chu, H.F. and L.K. Cutkon.p, 1992. How to Know the Immature Insects, Wm. C. Brown Publishers, Dubuque, Iowa, 2nd edition.

Clarke, A. H. 1981. Les mollusques d'eau douce du Canada. Musée national des sciences naturelles. Ottawa, Ontario. 447p.

Clarke, K.R. 1990. Comparison of dominance curves. Mar. Biol. Ecol. 138:143-157.

Clark, K.R. 1993. Non-parametric multivariate analyses of changes in community structure. Aust.J.Ecol., 18:117-143.

Clarke, K.R. and M. Ainsworth. 1993. A method of linking multivariate community structure to environmental variables. Mar.Ecol.Prog.Ser., 92:205-219.

Clarke, K.R., and R.H. Green. 1988. Statistical design and analysis for a 'biological effects' study. Mar. Ecol. Prog. Ser. 46:213-226.

Clifford, H.T. and Stephenson, W. 1975. An introduction to numerical classification. Academic Press, London. 229 pp.

Clifford, H.F. 1991. Aquatic Invertebrates of Alberta. The University of Alberta Press. Edmonton, Alberta. 538p.

Coates, K. A.,1980. Keys to Intertidal Genera and species of Enchytraeidae found in British Columbia, Manuscript from Oligochaeta Workshop, U. Vic.

Cohen, J. 1988. Statistical Power Analysis for the Behavioral Sciences. 2nd ed. Lawrence Erlbaum Associates, Hillsdale, NJ, 567pp.

Corkum, L.D. and Currie, D.C. 1987. Distributional patterns of immature Simuliidae (Diptera) in northwestern North America. Freshwat.Biol., 17:201-221.

Corkum, L.D. 1991. Spatial patterns of macroinvertebrate distributions along rivers in eastern deciduous forest and grassland biomes. J.N.Am.Benthol.Soc., 10: 358-371.

Coull, B.C., and G.T. Chandler. 1992. Pollution and meiofauna: field, laboratory, and mesocosm studies. Oceanogr. Mar. Biol. Ann. Rev. 30:191-271.

Cowardin, L.M., V. Carter, G.C. Golet, and E.T. LaRoe. 1979. Classification of wetlands and deepwater habitats of the United States. U.S. Fish and Wildlife Service, FWS/OBS-79/31.

Cowardin, L.M. and Golet, C.F. 1995. US Fish and Wildlife Service 1979 Wetland Classification: a Review. Vegetatio 118: 139-152.

Crisp, D.J. 1984. Energy flow measurements, pp. 284-370 in Holme, N.A., McIntyre, A.D. (eds). Methods for the study of marine benthos. IBP Handbook 16. Blackwell Scientific Publications. 387 pp.

Cuffney, T.F., M.E. Gurtz, and M.R. Meador. 1993. Guidelines for the processing and quality assurance of benthic invertebrate samples collected as part of the national water-quality assessment program. U.S. Geological Survey Open-File Report 93-407.

Cutler, E.B. 1973. Sipuncula of the Western North Atlantic. Bull. Am. Mus. Nat. Hist. 152(3):1-204.

Delorme, L.D. 1991. Ostracoda, In: J.H. Thorpe & A.P. Covich (eds): Ecology and classification of North American Freshwater Invertebrates, Academic Press. 800 p.

Diaz, R.J. 1992. Ecosystem assessment using estuarine and marine benthic community structure. In Sediment Toxicity Assessment (G. A. Burton, Jr.,ed),. Lewis Publishers, Chelsea, MI. pp 67-85.

Diaz, R.J., and L.C. Schaffner. 1990. The functional role of estuarine benthos. In Perspectives on the Chesapeake Bay, 1990. Advances in Estuarine Sciences (M. Haire and E.C. Krome, eds). Gloucester Pt., VA: Chesapeake Research Consortium, Rpt No. CBP/TRS 41/90, 1990, pp 25-56.

Downing, J.A. 1979. Aggregation, transformation and the design of benthos sampling programs. J. Fish. Res. Bd Can. 36: 1454-1463.

Downing , J.A. 1981. How well does the fourth-root transformation work? Can. J. Fish. Aquat. Sci. 38: 127-129.

Downing, J.A. 1984. Sampling the benthos of standing waters. In A Manual on Methods for the Assessment of Secondary Productivity in Fresh Waters, Second Edition (J.A. Downing and F.H. Rigler, eds),. Blackwell Scientific, Oxford, pp. 87-130. IBP Handbook 17.

Downing, J.A. 1986. Spatial heterogeneity: Evolved behaviour or mathematical artefact? Nature, London 323: 255-257.

Dussart, B. 1969. Les copépodes des eaux continentales. N. Boubee & Cie (ed.) 292p.

Edmunds, G.F. Jr., S.L. Jensen, and L. Berner. 1976. The mayflies of North and Central America. University of Minnesota Press. Minneapolis. 330p.

Efron, B. 1982. The Jacknife, the Bootstrap and other resampling plans. SIAM, Philadelphia. 92 pp.

Eleftheriou, A. and Holme, N.A. 1984. Macrofauna techniques; pp. 140-216 in; Holme, N.A., McIntyre, A.D. (eds). Methods for the study of marine benthos. IBP Handbook 16. Blackwell Scientific Publications. 387 pp.

Elliott, J.M. 1977. Some methods for the statistical analysis of samples of benthic invertebrates. Freshwater Biological Assoc. Sci Publ. No. 25 160 pp.

Elliott, J.M., and P.A. Tullett. 1978. A bibliography of samplers for benthic invertebrates. Freshwater Biological Association, Occasional Publication, no. 4, 61 pp.

Elliott, J.M., and P.A. Tullett. 1983. A supplement to a bibliography of samplers for benthic macroinvertebrates. Freshwater Biological Association, Occasional Publication, no. 20, 27 pp.

Environnement Canada et Pêches et Océans Canada. 1992. Exigences en matière de surveillance des incidences environnementales sur le milieu aquatique. Annexe 1 : Suivi des effets sur l'environnement aquatique par les fabriques de pâtes et papiers et les installations extérieures de traitement visées par le Règlement sur les effluents des fabriques des pâtes et papiers de la Loi sur les pêches. 20 mai, 1992. 30 (+iii) pp.

Environnement Canada et Pêches et Océans Canada. 1993. Guide technique pour l'étude du suivi des effets sur l'environnement aquatique visés par la Loi fédérale sur les pêches. Version 1.0. Environnement Canada, avril 1993. 134 pp.

Environnement Canada et Pêches et Océans Canada. 1995. Guide supplémentaire pour le recensement des invertébrés pour l'étude du suivi des effets sur l'environnement aquatique visés par la Loi sur les pêches du gouvernement fédéral. Rapport n° ESEE 2. Direction de l'interprétation et de l'évaluation. Environnement Canada, Ottawa, Ont. 198 pp.

Environnement Canada 1997a. Exigences en matière de suivi des effets sur l'environnement aquatique. ANNEXE 1. ESEE/1997/1. 57 pp.

Environment Canada 1997b. Benthic Invertebrate Community Expert Working Group Final Report. Recommendations from Cycle 1 Review. EEM/1997/7.

Felsenstein, J. 1985. Confidence limits on phylogenies: An approach using the bootstrap. Evolution 39: 783-791.

Findlay, D. L. and S. E. M. Kaisan. 1996. The effect of incremental pH recovery on the Lake 223 phytoplankton community. Can. J. Fish. Aquat. Sci. 53:856-864.

Finlayson, C.M. and van der Valk, A.G. 1995. Wetland classification and inventory. A summary. Vegetatio 118: 1-2: 185-192.

Fitzpatrick, J. F. Jr., 1983. How to Know the Freshwater Crustacea, Wm. C. Brown Publishers, Dubuque, Iowa.

Fournier, J.A., and M.E. Petersen. 1991. *Cossura longocirrata* - Redescription and distribution, with notes on reproductive biology and a comparison of described species of Cossura (Polychaeta: Cossuridae). Ophelia Suppl. 5:63-80.

Frith, H.R., Seraring, G., Wainwright, P., Harper, H. and Emmett, B. 1993. Review of habitat classification systems and an assessment of their suitability to coastl B.C. Unpub. report to Environmental Emergency services Branch, Env. Can. from L.G.L. Ltd., Sidney, B.C.

Gibbons, W.N., M.D. Munn, and M.D. Paine. 1993. Guidelines for monitoring benthos in freshwater environments. Prepared for Environment Canada, North Vancouver, B.C. by EVS Consultants, North Vancouver, B.C. 81 pp.

Glozier, N. 1989. The effects of biotic and abiotic factors on the foraging success of a lotic minnow, Rhinichthys cataractae. M.Sc. Thesis, 151 p.

Gosner, K.I. 1971. Guide to the identification of marine and estuarine invertebrates. J. Wiley and Sons. New York. 693 pp.

Green, R.H. 1979. Sampling Design and Statistical Methods for Environmental Biologists. John Wiley and Sons, Toronto. 257 pp.

Green, R.H. 1980. Multivariate approaches in ecology: the assessment of ecological similarity. Ann. Rev. Ecol. Syst. 11:1-14.

Green, R.H. 1989. Power analysis and practical strategies for environmental monitoring. Envir. Res. 50:195-205.

Green, G. 1994. Protocols for reference and voucher collections of aquatic invertebrates stored at the Royal British Columbia Museum. DOE-FRAP 1994-15.

Guenther, W. C. 1981. Sample size formulas for normal theory *T* tests. Am. Stat. 35:243-244.

Hargrave, B.T., Duplisea, D.E., Pfieffer, E. and D.J. Wildish. 1993. Seasonal changes in benthic fluxes of dissolved oxygen and ammonia associated with marine cultured Atlantic salmon. Mar.Ecol.Prog.Ser. 96: 249-257.

Hargrave, B.T., Phillips, G.A., Doucette, L.I., White, M.J., Milligan, T.G., Wildish, D.J. and R.E. Cranston. 1997. Assessing benthic impacts of organic enrichment from marine aquaculture. Wat.Air Soil Pollut. 99:641-650.

Hart, J.F.L.1982. Crabs and Their Relatives of British Columbia, Handbook No. 40, B.C. Provincial Museum.

Hay, D.E., Waters, R.D. and Boxwell (eds.) 1996. Proceedings Marine Ecosystem Monitoring Network Workshop, Nanaimo, B.C. March 28-30. 1995. Can. Tech. Rep. Fish. Aquat. Sci. 2108. 160pp.

Hensler, G.L. 1984. An introduction to statistical and ecological software. In: Statistics in the Environmental Sciences, Gertz, S.M. and M.D. London (eds.), STP 845, American Society for Testing and Materials, Philadelphia,

Hickley, P., 1975. An apparatus for subdividing benthos samples. Oikos 26:92-96.

Hoaglin, D.C., Mosteller, F. and Tukey, J.W. 1983. Understanding robust and exporatory data analysis. John Wiley, New York.

Hobson, K.D. and K. Banse. 1981. Sedentariate and Archiannelid Polychaetes of British Columbia and Washington, Bulletin 209, Ottawa.

Holme, N.A., McIntyre, A.D. (eds). 1984. Methods for the study of marine benthos. IBP Handbook 16. Blackwell Scientific Publications. 387 pp.

Howmiller, R.P. 1972. Effects of preservative on weights of some common macrobenthic invertebrates. Trans. Amer. Fish. Soc. 101:743-746.

Hoyle, M.H. 1973. Transformations - an introduction and a bibliography. Inter. Stat. Rev. 41:203-223.

Hughes, R.M. 1995. Defining acceptable biological status by comparing with reference conditions. Pp. 31-47. In Biological Assessment and Criteria: tools for water resource planning and decision making (Davis, W.S. & T.P. Simon, eds.). Lewis Publishers, Boca Raton 415p.

Hurlbert, S.H. 1984. Pseudoreplication and the design of ecological field experiments. Ecol. Monog. 54:187-211.

Johannsen, O.A., 1977. Aquatic Diptera, Entomological Reprint Specialists, Los Angeles, Calif., fourth reprinting.

Johnson, R.K., Wiederholm, T., and L. Eriksson. 1991. The influence of season on the classification and ordination of profundal communities of nutrient poor, oligo-mesohumic Swedish lakes using environmental data. Verh.Internat.Verein.Limnol.

Johnson, R.K., T. Wiederholm, and D.M. Rosenberg. 1993. Freshwater biomonitoring using individual organisms, populations, and species assemblages of benthic macroinvertebrates. In Freshwater Biomonitoring and Benthic Macroinvertebrates (D.M. Rosenberg, and V.H. Resh , eds),. pp 40-125.

Jonasson, P.M. 1955. The efficiency of sieving techniques for sampling freshwater bottom fauna. Oikos 6:183-207.

Keen, A.M. and E. Coan. 1974. Marine molluscan genera of western North America. Stanford University Press.

Keough, M.H. and B.D. Mapstone. 1995. Protocols for designing marine ecological monitoring programs associated with BEK mills. National Pulp Mills Research Program. Technical Report No. 11.

Kilgour, B.W. 1997. Ph.D. Thesis (in prep.). Biology Department, University of Waterloo, Waterloo, ON.

Klemm, D.J. 1991. Taxonomy and pollution ecology of the Great Lakes region leeches (Annelida: Hirudinea). Michigan Academician. 24: 37-103.

Klemm, D.J., P.A. Lewis, F. Fulk, and J.M. Lazorchak. 1990. Macroinvertebrate field and laboratory methods for evaluating the biological integrity of surface waters. EPA 600/4-90/030. U.S. Environmental Protection Agency, Environmental Monitoring Laboratory, Cincinatti, Ohio.

Kozloff, E.N. 1987. Marine Invertebrates of the Pacific Northwest, Univ. of Wash. Press.

Kreis, R.G., Jr. 1986. Variability study. Section 17. In Paleoecological Investigation of Recent Lake Acidification (PIRLA): Methods and project description (Charles, D.F. and D.R. Whitehead, eds). Electric Power Research Institute, Palo Alto, California.

Kreis, R.G., Jr. 1989. Variability Study - Interim Results. Section 4. In Paleoecological Investigation of Recent Lake Acidification (PIRLA): 1983-1985: Interim Report (Charles, D.F. and D.R. Whitehead, eds.). October 1989. Electric Power Research Institute, Palo Alto, California

Kronberg, I. 1987. Accuracy of species and abundance minimal areas determined by similarity area curves. Mar. Biol. 96: 555-561.

Lambert, P. 1981. The sea stars of British Columbia, B.C. Provincial Museum Handbook No. 39.

Laplante, S., Y. Bousquet, P. Bélanger, & C. Chantal. 1991. Liste des espèces de Coléoptères du Québec. Fabreries, Supplément 6. 136 p.

Laubitz, D.R. 1972. The Caprellidae (Crustacea, Amphipoda) of Atlantic and Arctic Canada. National Museum of Canada, Publications in Biological Oceanography, No. 4. 82 pp.

Lehmkuhl, D.M. 1975a. Field guide to aquatic insect families. Blue Jay 33:199-219.

Lehmkuhl, D.M. 1975b. Saskatchewan damselflies and dragonflies. Blue Jay 33:18-27.

Lehmkuhl, D.M. 1976. Mayflies. Blue Jay 34:70-81.

Lehmkuhl, D.M. 1979. How to know the aquatic insects. Wm. C. Brown Company Publishers. Dubuque, Iowa.168p.

Leopold, L.B., Wolman, G.M., and J.P. Miller. 1964. Fluvial processes in geomorphology. W.H. Freeman and Co.., San Francisco. 522 p.

Leopold, L.B., 1994. A veiw of the river. Harvard University Press, Cambridge. 297 p.

Lewis, P.A. 1974. Taxonomy and ecology of Stenonema mayflies. EPA-670/4-74-006. 81 p.

Leuven, R.S.E.W., Brock, T.C.M., and H.A.M. van Druten. 1985. Effects of preservative on dry- and ash-free dry weight biomass of some common aquatic macro-invertebrates. Hydrobiologia 127:151-159.

Levings, C.D. and Thom, R.M. 1994. Habitat changes in the Georgia Basin: Implications for resource management and restoration. p 330-351 In Review of the marine environment and biota of Strait of Georgia, Puget Sound and Juan de Fuca Strait: Proceedings of the BC/Washington Symposium on the Marine Environment Jan 13,14 1994 (Wilson, R.C.H., Beamish, R.J., Aitkens, F. and Bell, J., eds). Can. Tech. Rep. Fish. Aquat. Sci. 1948.

Loeb, S.L., and A. Spacie. 1994. Biological Monitoring of Aquatic Systems. Lewis Publishers, Boca Raton, Florida. 381 pp.

Lowell, R.B. 1997. Discussion paper on critical effect size guidelines for EEM using benthic invertebrate communities. Report to the Environmental Effects Monitoring Program. EEM/1997/9

Ludwig, J.A. and J.F. Reynolds. 1988. Statistical Ecology: A Primer on Methods and Computing. John Wiley and Sons, New York.

Mackie, G.L., D.S. White, And T.W. Zdeba. 1980. A guide to freshwater molluscs of the Laurentian Great Lakes with special emphasis on the genus Pisidium. EPA-600/3-80-068. 143 p.

Malley, D.F., and J.B. Reynolds. 1979. Sampling strategies and life history of non-insectan freshwater invertebrates. J. Fish. Res. Bd. Can. 36:311-318.

Mapstone, B.D. 1995. Scalable decision criteria for environmental impact assessment: Effect size, Type I and Type II errors. In Detecting Ecological Impacts: Concepts and Applications in Coastal Habitats (Schmitt, R.J. and C.W. Osenberg, eds.), Academic Press, San Diego. pp. 67-80.

Marchant, R.A. 1989. A subsampler for samples of benthic invertebrates. Bull. Aust. Soc. Limnol. 12:49-52.

Mason, C.F. 1991a. Biology of Freshwater Pollution, Second Edition. Longman Scientific & Technical, New York. 351 pp.

Mason, W.T. Jr. 1991b. Sieve sample splitter for benthic invertebrates. J. Freshwat. Ecol. 6:445-449.

Matthews, G.W.T. 1993. The Ramsar Convention; its history and development. Ramsar Caonvention Bureau, Glan Switzerland

Meador, M.R., Hupp, C.R., Cuffney, T.F. and M.E. Gurtz 1993. Methods for characterizing stream habitat as part of the national water-quality assessment program. U.S. Geological Survey. Open-File Report 93-408, Raleigh, North Carolina.

Meinkoth, N.A. 1987. The Audubon Society field guide to North American seashore creatures. A.A. Knopf inc., 813 p.

Merritt, R.W., and K.W. Cummins. 1984. An Introduction to the Aquatic Insects of North America, Second Edition. Kendall/Hunt, Dubuque. 722 pp.

Morris, P. A. 1951. A field guide to the shells of our Atlantic and Gulf coasts. The Peterson field guide series. Houghton Mifflin Company, Boston, Mass. 236 p.

Morihara, D.K. and W.P. McCafferty. 1979. The Baetis larvae and North America (Ephemeroptera: Baetidae). Trans. Amer. Ent. Soc. 105:139-221.

Nemec, A.and Brinkhurst, R.O. 1988. Using the bootstrap to assess statistical significance in the cluster analysis of species abundance data. Can. J. Fish. Aquat. Sci. 45: 965-970.

Newbury, R.W. 1984. Hydrolic determinants of aquatic insect habitats. In The Ecology of Aquatic Invertebrates (V.H. Resh and D.M. Rosenberg, eds),. Praeger Publishers, New York.

Norris, R.H., and A. Georges. 1993. Analysis and interpretation of benthic macroinvertebrate surveys. In Freshwater Biomonitoring and Benthic Invertebrates (D.M. Rosenberg and V.H. Resh, eds.) pp. 234-286.

Oliver, D.R. et al, 1978. A Key to some Larvae of the Chironomidae (Diptera) from the Mackenzie and Porcupine River Watersheds, Fisheries and Marine ServiceTechnical Report 791, Agriculture Canada, Ottawa.

Ormerod, S.J. and R.W. Edwards. 1987. The ordination and classification of macroinvertebrate assemblages in the catchment of the River Wye in relation to environmental factors. Freshwat.Biol., 17:533-546.

Osenberg, C. W., R. J. Schmitt, S. J. Holbrook, K. E. Abu-Saba, and A. R. Flegal. 1994. Detection of environmental impacts: natural variability, effect size, and power analysis. Ecological Applications 4:16-20.

Pearson, T.H. 1975. The benthic ecology of Loch Linnhe and Loch Eil, a sea-loch system on the west coast of Scotland. IV: Changes in the benthic fauna attributable to organic enrichment. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 20: 1-41.

Pearson, T.H. and Rosenberg, R. 1978. Macrobenthic succession in relation to organic enrichment and pollution of the marine environment. Ocean. Mar. Biol. Ann. Rev. 16: 229-311.

Peckarsky, B.L., Fraissinet, P.R., Penton, M.A., and Conklin, D.J. (eds), 1990. Freshwater macroinvertebrates of northeastern North America. Cornell University Press, 442p.

Pennak, R.W. 1978. Freshwater invertebrates of the United States: Protozoa to Mollusca. 3rd ed. John Wiley & Sons Inc., New York. 803 p.

Plafkin, J.L., M.T. Barbour, M.T. and K.D. Porter. 1989. Rapid bioassessment protocols for use in streams and rivers: benthic macroinvertebrates and fish. EPA/444/4-89-001, 162 pp.

Rabeni, C.F., and K.E. Gibbs. 1978. Comparison of two methods used by divers for sampling benthic invertebrates in deep rivers. J. Fish. Res. Bd. Can. 35:332-336.

Rees, H.L. 1984. A note on mesh selection and sampling efficiency in benthic studies. Mar. Poll. Bull. 15:225-229.

Rees, H.L., D.C. Moore, T.H. Pearson, M. Elliott, M. Service, J. Pomfret, and D. Johnson. 1990. Procedures for the monitoring of marine benthic communities at UK sewage sludge disposal sites. Department of Agriculture and Fisheries for Scotland. Scottish Fisheries Information Pamphlet Number 18, 1990, ISSN 0309 9105.

Reish, D.J. 1959. A discussion of the importance of the screen size in washing quantitative marine bottom samples. Ecology 40:307-309.

Resh, V.H., and D.M. Rosenberg. 1984. The Ecology of Aquatic Insects. Praeger Publishers.

Resh, V. H., A. V. Brown, A. P. Covich, M. E. Gurtz, H. W. Li, G. W. Minshall, S. R. Reice, A. L. Sheldon, J. B. Wallace, and R. C. Wissmar. 1988. The role of disturbance in stream ecology. J. N. Am. Benthol. Soc. 7:433-455.

Reynoldson, T. B., R. C. Bailey, K. E. Day, and R. H. Norris. 1995. Biological guidelines for freshwater sediment based on BEnthic Assessment of SedimenT (the BEAST) using a multivariate approach for predicting biological state. Australian Journal of Ecology 20:198-219.

Reynoldson, T.B. and D.M. Rosenberg. 1996. Sampling strategies and practical considerations in building reference data bases for the prediction of invertebrate community structure. Pp 1-31. In Study design and data analysis in benthic macroinvertebrate assessments of freshwater ecosystems using a reference site approach (Bailey, R.C., Norris R.H., and T.B. Reynoldson. , eds.) Technical Information Workshop, North American Benthological Society, 44th Annual Meeting, Kalispell, Montana. 69p.

Robinson, C.L.K. and Levings, C.D. 1995. An overview of habitat classification systems, ecological models and geographic information systems applied to shallow foreshore marine habitats. Can. Man. Rep. Fish. Aquat. Sci. 2322: 65pp.

Robinson, C.L.K., Hay, D.E., Booth, J. and Truscott, J. 1996. Standard methods for sampling resources and habitats in coastal subtidal regions of British Columbia: Part 2 - Review of sampling with preliminary recommendations. Can. Tech. Rep. Fish. Aquat. Sci. 2119. 119pp.

Rosenberg, D.M. 1978. Practical sampling of freshwater macrozoobenthos: a bibliography of useful texts, reviews, and recent papers. Canadian Fisheries and Marine Service Technical Report 790, 15 pp.

Rosenberg, D.M., and V.H. Resh (eds). 1993. Freshwater Biomonitoring and Benthic Macroinvertebrates. Chapman & Hall, New York. 488 pp.

Saether, Ole A., 1975. Nearctic and Palaearctic Heterotrissocladius (Diptera: Chironomidae_ Bulletin of the Fisheries Research Board of Canada, Bulletin 193, Ottawa.

Saether, Ole A., 1977. Taxonomic studies on Chironomidae: Nanocladius, Pseudochironomus and the Harnischia complex. Bulletin of the Fisheries Research Board of Canada, Bulletin 196, Ottawa.

Santa Barbara Museum of Natural History (SBMNH). 1994a. Taxonomic Atlas, Vol. 1, Platyhelminthes, and Nemertea, Santa Barbara, California, 1994

Santa Barbara Museum of Natural History (SBMNH). 1994b. Taxonomic Atlas, Vol. 2, Porifera.

Santa Barbara Museum of Natural History (SBMNH). 1994c. Taxonomic Atlas, Vol. 4, Oligochaeta and Polychaeta: Phyllodocidae to Paralacydoniidae.

Santa Barbara Museum of Natural History (SBMNH) 1995a. Taxonomic Atlas, Vol.5, The Annelida, Part 2 Polychaeta: Phyllodocida (Syllidae and Scale-Bearing Families), Amphinomida and Eunicida.

Santa Barbara Museum of Natural History (SBMNH). 1995b. Taxonomic Atlas, Vol. 12, The Crustacea, Part 3, The Amphipoda.

Santa Barbara Museum of Natural History (SBMNH). 1995c. Taxonomic Atlas, Vol. 13, The Bryozoa,

Santa Barbara Museum of Natural History (SBMNH). 1996a. Taxonomic Atlas, Vol. 6, The Annelida, Part 3 Polychaeta: Orbiniidae to Cossuridae.

Santa Barbara Museum of Natural History (SBMNH). 1996b. Taxonomic Atlas, Vol. 9, The Mollusca, Part 2 The Gastropoda.

Santa Barbara Museum of Natural History (SBMNH). 1996c. Taxonomic Atlas, Vol. 14, Miscellaneous Taxa.

Santa Barbara Museum of Natural History (SBMNH). 1997a. Taxonomic Atlas, Vol 10, The Pycnogonida, The Crustacea Part 1 The Decapoda and Mysidacea, 1997

Santa Barbara Museum of Natural History (SBMNH). 1997b. Taxonomic Atlas, Vol. 11, The Crustacea Part 2, The Isopoda, Cumacea and Tanaidacea.

Schefter P. and G.B. Wiggins, 1986. A Systematic Study of the Nearctic Larvae of the Hydropsyche morosa Group (Trichoptera: Hydropsychidae) Royal Ontario Museum, Toronto.

Schultz, G.A., 1969. The Marine Isopod Crustaceans, Wm. C. Brown Co., Dubuque, Ia.

Schuster, G.A. and D.A. Etnier, 1978. A Manual for the Identification of the larvae of the Caddisfly Genera Hydropsyche Pictet and Symphitopsyche Ulmer in Eastern and Central North America, U.S. Environmental Protection Agency, Cincinnati, Ohio.

Schwinghamer, P. 1981. Characteristic size distribution s of integral benthic communities. Can. J. Fish. Aquat. Sci. 38: 1255-1263.

Schwinghamer, P. 1983. Generating ecological hypotheses from biomass spectra using causal analysis: A benthic example. Mar. Ecol. Progr. Ser. 13: 151-166.

Scrimgeour, G.J., J.M. Culp and N.E. Glozier. 1993. An improved technique for sampling lotic invertebrates. Hydrobiologia 254:65-71

Scott, D.A. and Jones, T.A. 1995. Classification and inventory of wetlands. Vegetatio 118: 1-16.

Sebastien, R.J., Rosenberg, D.M. and A.P. Wiens. 1988. A method for subsampling unsorted benthic macroinvertebrates by weight. Hydrobiologia 157:69-75.

Simpson, K., & R. Bode. 1980. Common larvae of Chironomidae (Diptera) from New York state streams and rivers, with particular reference to the fauna of artificial substrates. Bull. New York state Mos. 439: 1-105.

Slack, K.V., R.C. Averett, P.E. Geeson, and R.G. Lipscomb. 1973. Methods for collection and analysis of aquatic biological and microbiological samples. In Techniques of Water-Resources Investigations of the United States Geological Survey, Chapter 4A, Book 5, pp. 1-165. U.S. Department of the Interior, Geological Survey, Washington, D.C.

Snelgrove, R.V.R. and C.A. Butman. 1994. Animal sediment relationships revisited: cause versus effect. Oceanography and Marine Biology annual review 32:111-178.

Squires, H.J. 1990. Decapod crustacea of the Atlantic coast of Canada. Department of Fisheries and Oceans. Ottawa. 532 p.

Stanford, L.L., and A. Spacie. 1994. Biological Monitoring of Aquatic Systems. Lewis Publishers, Boca Raton, Florida.

Steele, D.H., and P. Brunel. 1968. Amphipoda of the Atlantic and Arctic coasts of North America: Anonyx (Lysianassidae). J. Fish. Res. Bd. Can.. 25(5).

Stephenson, W. and Cook, S.D. 1980. Skewness of data in the analysis of species-in-sites-in-times. Proc. Royal Soc. Queensland 91:37-52.

Stewart, K.W. and B.P. Stark. 1993. Nymphs of North American Stonefly Genera (Plecoptera). University of North Texas Press, Denton, Texas. 460p

Suess, M.J., ed. 1982 Examination of Water For Pollution Control. A Reference Handbook. Vol. 3. Biological, Bacteriological and Virological Examination. Permagon Press, Oxford, England.

Taylor, L.R. 1961. Aggregation, variance and the mean. Nature (London) 189:732-735.

Tetra Tech, Inc. 1986a. General QA/QC Considerations for Collecting Environmental Samples in Puget Sound. A Report prepared for U.S. EPA, Region 10, Seattle. Final Report TC-3991-04.

Tetra Tech, Inc. 1986b. Recommended Protocols for Station Positioning in Samples in Puget Sound. A Report prepared for U.S. EPA, Region 10, Seattle. Final Report TC-3090-05.

Tetra Tech, Inc. 1987. Recommended Protocols for Sampling and Analyzing Subtidal Benthic Macroinvertebrate Assemblages in Puget Sound. A Report prepared for U.S. EPA, Region 10, Seattle. Final Report TC-3991-04.

Theroux, R.B. and R.L. Wigley. 1983. Distribution and abundance of east coast bivalve mollusks based on specimens in the National Marine Fisheries Service Woods Hole Collection. National Oceanic an Atmospheric Administration Technical Report (NMFS SSRF-768). 172 p.

Thiel, T.H. 1975. The size structure of the deep-sea benthos. Int. Rev. ges. Hydrobiol. 60:575-606.

Thorp, J.H. and A.P. Covich, 1991. Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrates, Academic Press, San Diego, New York, Toronto.

Thorson, G. 1957. Bottom communities(sublitorral or shallow shelf). In Treatise on Marine Ecology and Paleoecology.J.W. Hedgpeth, ed.Vol 1, pp. 461-534.Memoirs of the Geological Society of America 67.

Treadwell, A.L. 1948. Canadian Atlantic fauna 9. Annelida. 9b Polychaeta. Fish. Res. Board Can. 69 p.

Turgeon, D.D., A.E. Bogan, E.V. Coan, W.K. Emerson, W.G. Lyons, W.L. Pratt, C.F.E. Roper, A. Scheltema, F.G. Thompson and J.D. Williams. 1988. Common and scientific names of aquatic invertebrates from the United States and Canada: Mollusks. American Malacological Union. Bethesda, Maryland. 277 p.

Tukey, J. 1977. Exploratory data analysis. Addison-Wesley, Reading, Mass. 688pp.

Underwood, A. J. 1993. The mechanics of spatially replicated sampling programmes to detect environmental impacts in a variable world. Australian Journal of Ecology 18:99-116.

Vezina, A.F. 1988. Sampling variance and the design of quantitative surveys of the marine benthos. Mar. Biol. 97: 151-155.

Walker, E.M. 1933. The nymphs of the Canadian species of *Ophiogomphus* Odonata, Gomphidae. Can. Ent. 65: 217-229.

Walker, E.M. 1953. The Odonata of Canada and Alaska. Part I, General, Part II. The Zygoptera-damselflies. Vol. I. Univ. Toronto Press, Toronto. 292 p.

Walker, E.M. 1958. The Odonata of Canada and Alaska. Anisoptera. Vol. 2. Univ. Toronto Press, Toronto. 318 p.

Wallace, N.A. 1919. The Isopoda of the Bay of Fundy. Univ. of Toronto Studies, Biol. Series No. 18. 42 pp.

Warwick, R.M. 1986. A new method for detecting pollution effects on marine benthic communities. Mar. Biol. 92: 557-562.

Warwick, R.M., and K.R. Clarke. 1993. Increased variability as a symptom of stress in marine communities. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 172:215-226.

Warwick, R.M. 1993. Environmental impact studies on marine communities: Pragmatical considerations. Aust.J.Ecol., 18:63-80.

Warwick. R.M., Pearson, T.H., and Ruswahyuni. 1987. Detection of pollution effects on marine macrobenthos: Further evaluation of the species abundance/biomass method. Mar. Biol. 95: 193-200.

Washginton, H.G. 1984. Diversity, biotic and similarity indices: A review with special relevance to aquatic ecosystems. Water Res. 18: 653-694.

Weber, C.I., ed. 1973. Biological Field and Laboratory Methods for Measuring the Quality of Surface Waters and Effluents. EPA-670/4-73-001. U.S. Environmental Protection Agency, Cincinnati, OH.

Weinberg, S. 1978. The minimal area problem in invertebrate communities of Mediterranean rocky substrata. Mar. Biol. 49: 33-40.

Wiederholm, T. 1980. Use of benthos in lake monitoring. J. Wat. Poll. Cont. Fed. 52:537-547.

Wiederhom, T. (ed.) 1983. Chironomidae of the holarctic region. Keys and diagnosis. Part 1 - Larvae. Ent. Scand. Suppl. No. 19, 457 p.

Wiederholm, T. (ed.) 1986. Chironomidae of the holarctic region. Keys and diagnosis. Part 2 - Pupae. Ent. Scand. Suppl. No. 28, 482 p.

Wiggins, G.B. 1996. Larve of the North American Caddisfly Genera (Trichoptera). 2nd Edition. University of Toronto Press. Toronto. Ontario. 457p.

Wood, D.M. 1963. The Black Flies (Diptera: Simuliidae) of Ontario. Part II Larval Identification with descriptions and illustrations. Proc. Entomol. Soc. Ontario.

Wright, J.F., Moss, D., Armitage, P.D., and M.T. Furse. 1984. A preliminary classification of running-water sites in Great Britain based on macroinvertebrate species and the prediction of community type using environmental data. Freshwat.Biol., 14: 221-256

Wrona, F.J., Culp, J.M., and R.W. Davies. 1982. Macroinvertebrate subsampling: a simplified apparatus and approach. Can.J.Fish.Aquat.Sci., 39: 1051-1054.

Yan, N. D., W. Keller, K. M. Somers, T. W. Pawson, and R. E. Girard. 1996. Recovery of crustacean zooplankton communities from acid and metal contamination: comparing manipulated and reference lakes. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 53:1301-1327.

Zar, J.H. 1984. Biostatistical Analysis, Second Edition. Prentice Hall, Englewood, NJ.

7 Mesure des variables environnementales d'appui

7.1 Introduction

Un certain nombre de variables environnementales clés doivent être mesurées pour appuyer l'interprétation des données des études des poissons et des communautés benthiques. De plus, certaines variables propres à un site donné peuvent, le cas échéant, être aussi mesurées (tableaux 7.1a, b et c). Dans le cas d'un problème spécifique (ex. : nutriments et eutrophisation potentielle), l'approche consisterait à déterminer s'il serait possible de mesurer la variable compte tenu de la concentration de l'effluent et des facteurs de dilution connus ou prédits dans le milieu récepteur. On peut réaliser des réductions de coûts en procédant en premier à l'analyse des échantillons dont les concentrations sont vraisemblablement les plus élevées, et en cessant toutes les mesures lorsque l'analyse atteint des échantillons sous la limite de détection.

7.2 Surveillance des eaux réceptrices

7.2.1 Prélèvement des échantillons

La marche à suivre exposée ci-dessous est recommandée pour le prélèvement des échantillons d'eau. Les types de bouteille recommandés à cette fin sont présentés au tableau 7.2.

- Les échantillons d'eau en surface doivent être prélevés directement au moyen de bouteilles, à une profondeur d'environ 15 cm, l'ouverture de la bouteille orientée vers l'amont, et l'autre extrémité tenue dans la main. Avant le prélèvement, il faut ouvrir les bouteilles en les maintenant sous l'eau et les rincer à trois reprises avec l'eau à échantillonner. Les personnes chargée d'effectuer les prélèvements doivent porter des gants non doublés en latex ou en nitryle pour éviter la contamination des échantillons.

Pour les échantillons prélevés en profondeur, on doit utiliser un échantillonneur péristaltique de préférence à tout autre type. Si d'autres types d'échantillonneurs sont utilisés, ils doivent être munis d'un revêtement en téflon; l'échantillonnage doit se faire de la station la moins contaminée à la plus contaminée, avec deux rinçages complets au méthanol de qualité (préconisé pour l'analyse des pesticides) et à l'eau distillée entre les stations; on devrait s'assurer que l'échantillonneur ne contamine pas les échantillons en faisant passer des échantillons témoins (« blancs ») de laboratoire avant et après utilisation.

Tableau 7.1a Variables environnementales d'appui dans l'eau pour les habitats d'eau douce (F) et marins (M)

Variables clefs	Variables propres à un site	Habitat (F,M)	Justification
Oxygène dissous		F, M	La concentration d'oxygène dissous peut être réduite pas les effluents de l'usine, à cause de la DBO.
Température de l'eau		F, M	Les effluents peuvent provoquer des augmentations de la température de l'eau dans les milieux récepteurs.
Salinité		M	Des modifications aux conditions estuariennes peuvent affecter les communautés benthiques.
Ph, conductivité, dureté	Alcalinité	F	Fournit de l'information sur la qualité de l'eau.
	Nitrate-nitrite, ammoniac et azote total	F	L'azote est souvent un élément nutritif limitant secondaire en eau douce.
	Sodium	F	Le sodium peut être un bon traceur en eau douce.
	Carbone organique dissous et particulaire	F	Le carbone est une source de nutriments pour les micro-organismes. Les usines rejettent d'importantes quantités de ces sources de carbone.
	Couleur ou turbidité	F, M	Les usines peuvent rejeter des effluents colorés qui peuvent réduire la lumière disponible pour la productivité primaire.
	Phosphore soluble réactif ou phosphore dissous total et phosphore total	F	Le phosphore est souvent l'élément nutritif limitant en eau douce. Les usines peuvent rejeter du phosphore, ce qui entraînerait un enrichissement des nutriments.

Tableau 7.1b Variables environnementales d'appui dans les sédiments pour les habitats d'eau douce (F) et marins (M)

Variables clefs	Habitat (F,M)	Justification
Rapport carbone-azote dans les sédiments	M	Le rapport CN est affecté par l'origine des dépôts marins (plantes terrestres (bois) versus les plantes aquatiques).
Carbone organique total ou perte au feu dans les sédiments	F, M	Les effets peuvent être liés aux apports de matière organique.
Structure du lit - analyse granulométrique : Matrice : distribution relative, degré d'enlisement, texture, couleur et épaisseur des couches dans les carottes	F, M	Des différences dans la structure physique de l'habitat peuvent affecter la structure de la communauté d'invertébrés.
Eh (potentiel redox) des sédiments	M	Le potentiel redox des sédiments fournit un indice de la limite anoxie/oxie dans les sédiments.
Sulfures totaux dans les sédiments	M	Les sulfures dans les sédiments marins sont une indication de l'étendue et de la nature de la réponse microbienne à l'enrichissement organique.

Tableau 7.1c Autres variables environnementales d'appui

Variables clefs	Variables propres à un site	Habitat (F,M)	Justification
Latitude, longitude		F, M	Renseigne sur la position de la station.
Profondeur de l'eau		F, M	La profondeur de l'eau a un effet majeur sur les communautés d'invertébrés.
	Biomasse algale mesurée en chlorophylle ou en poids sec sans cendre	F	Les algues dans la colonne d'eau (lacs) ou sur les substrats benthiques sont une source de nourriture pour les niveaux trophiques supérieurs.
	Vitesse des courants	F	Peut fournir de l'information sur l'équivalence des stations d'échantillonnage.
	Largeur du chenal « pleine rive »	F	Fournit de l'information sur la structure de l'habitat.
	Autres traceurs chimiques de l'effluent de l'usine (dans l'eau, les poissons ou les sédiments)	F, M	Fournit une preuve de l'exposition à l'effluent.

Tableau 7.2 Recommandations relatives à la manipulation des échantillons d'effluent et d'eau réceptrice

Analyse	Contenant	Volume[1]	Agent de conservation	Durée maximale de conservation
COT	PELHD[2]	100 mL	H_2SO_4 jusqu'à pH 2	10 jours
COD	PELHD	100 mL	Filtrer et ensuite H_2SO_4 jusqu'à pH 2.	10 jours
Phénols, gaïacols, catéchols chlorés	Verre ambré	1 L	4 °C, Filtrer et ensuite H_2SO_4 jusqu'à pH 2 pour les chlorophénols seulement.	7 jours avant l'extraction
Acides résineux et gras (chlorés et non chlorés)	Verre ambré	1 L	4 °C ou 0,5 g d'acide ascorbique plus 2 pastilles de NaOH	7 ou 14 jours
Dioxines	Verre ambré	4 L	4 °C	30 jours
pH	PELHD	1 L	4 °C	Immédiatement
MMS, DBO_5	PELHD	1 L	4 °C	4 jours
Substances nutritives (P total, NO_2+NO_3 NH_3-N, AKT)	Verre	250 mL	H_2SO_4 jusqu'à pH 2; 4 °C pour P total seulement	10 jours
Chlorate	PELHD	100 mL	4 °C	28 jours
Toxicité sublétale	Matériau non toxique[3]	2 L	Supprimer l'air.	3 jours

[1] Échantillon suggéré
[2] Polyéthylène linéaire de haute densité
[3] Le polyéthylène ou le polypropylène sont recommandés.

Se reporter au NLET 1994a,b;1996.

7.2.2 Expédition et stockage des échantillons

Le tableau 7.2 présente sous forme sommaire les exigences relatives à la manipulation des échantillons qui sont recommandées pour les différentes variables d'analyse susceptibles d'être incluses dans le programme de l'ESEE (p. ex: types de bouteilles pour chaque variable ou chaque groupe de variables). Ces matériaux sont considérés comme les meilleurs pour les groupes de variables en question. Le cas échéant, il faut ajouter des agents de conservation aux bouteilles d'échantillons immédiatement à la fin du prélèvement de l'échantillon composite sur 24 heures. Le volume d'échantillons requis peut varier en fonction des besoins du laboratoire.

Il est recommandé, pour l'expédition et le stockage, de garder les échantillons à 4 °C durant le prélèvement et l'expédition afin de réduire les dégradations. Les échantillonneurs devraient être réfrigérés et les glacières devraient être équipées de contenants réfrigérants ou de glace en sac pour conserver les échantillons au froid. Il est aussi recommandé de s'assurer préalablement d'un moyen de transport permettant d'acheminer les échantillons rapidement (24-48 h au maximum).

7.2.3 Toxicité

L'eau des plans récepteurs recueillie en vue des essais de toxicité doit être prélevée par pompage à la profondeur d'échantillonnage appropriée au moyen de conduites propres de polyéthylène, et versée dans un contenant propre de polyéthylène ou de polypropylène; habituellement, on place un sac de polyéthylène neuf (de qualité préconisée pour les aliments) à l'intérieur d'un seau de 20 L. Il est recommandé de suivre les instructions d'entreposage et de stockage des effluents données à la section 7.1.

7.3 Sédiments

7.3.1 Milieux d'eau douce

On utilise très souvent des bennes pour prélever les sédiments (Tetra Tech Inc., 1987; Klemm *et al.*, 1990). Les modalités suivantes sont recommandées lorsqu'on prend, à l'aide de dragues et de bennes, un échantillon représentatif en vue de l'analyse chimique :

- on récupère une couche de 5 cm de sédiments superficiels en eau douce (2 cm en milieu marin), au moyen d'une cuillère d'acier inoxydable rincée au méthanol pour les composés organiques chlorés et d'une cuillère en plastique ou en téflon pour les cas de métaux;
- une photographie en couleurs de chaque échantillon instantané ou carotte aide l'interprétation.

Pour les carottes, tel que décrit au tableau 7.3, on utilise les mêmes méthodes sauf que l'on doit enlever la partie extérieure « étalée » pour éviter la contamination. Il se peut que plusieurs carottes ou bennes soient nécessaires afin d'obtenir des échantillons suffisants pour remplir les contenants.

Les échantillons destinés aux analyses chimiques doivent être recueillis dans des bocaux d'échantillonnage à ouverture évasée en verre ambré de 500 mL (voir le tableau 7.2 pour la préparation), munis d'un couvercle à garniture de téflon. Les échantillons destinés aux essais de toxicité peuvent être recueillis dans des contenants semblables, mais le polytétrafluoroéthylène (PTF) est également acceptable.

Les contenants renfermant les échantillons destinés aux analyses chimiques doivent être remplis aux trois quarts et congelés dès que possible après le prélèvement jusqu'à ce qu'ils soient analysés. Les échantillons destinés aux bioessais de toxicité doivent être réfrigérés à 4 °C (dans des conditions anoxiques, si cela est approprié) jusqu'à ce qu'ils soient analysés, mais non congelés. Les essais de toxicité devraient commencer, si possible, dans les deux semaines qui suivent le prélèvement.

Il est important de déterminer la granulométrie des particules, pour plusieurs raisons. Ce paramètre peut renseigner sur l'origine des matières sédimentaires et, en particulier, sur la dynamique de leur transport et de leur dépôt. De plus, la distribution de la granulométrie des particules, examinée de concert avec les analyses chimiques et biologiques, aide à refléter ou à expliquer ces analyses.

En ce qui concerne la caractérisation de la granulométrie, l'échelle à utiliser de préférence dans la plupart des études environnementales demeure l'échelle de Wentworth :

Argile : < 0,0039 mm
Limon : 0,0039 mm - 0,062 mm
Sable : 0,062 mm - 2,0 mm
Gravier : 2,0 mm - 16,0 mm

Cette classification sera utilisée au cours des travaux de l'ESEE.

7.3.2 Milieux marins

Les données sur la chimie des sédiments et la granulométrie peuvent être recueillies à partir de la couche supérieure d'échantillons de benthos prélevés au grappin. On peut également utiliser des échantillons prélevés par carottage (Holme et McIntyre, 1984

décrivent des dispositifs de carottage appropriés). Ce sont les échantillons prélevés par carottage qui assurent la meilleure conservation de la couche sédimentaire de surface. La meilleure façon de les prélever consiste à utiliser un carottier tube-chemise ("Core liner tube) sous l'eau, en conditions de plongée en scaphandre autonome. Le tube doit être poussé le plus profondément possible dans les sédiments, puis fermé aux deux extrémités avant d'être retiré des sédiments et remonté à la surface en position verticale. On peut aussi utiliser un carottier à chute libre à partir d'un bateau ancré (p. ex. un carottier de type Kajak) si les sédiments sont assez mous. Une fois que la partie métallique du carottier a pénétré dans les sédiments sous l'effet de son poids au terme de sa chute, on ferme l'extrémité ouverte du carottier en écartant un collecteur en forme de coquilles d'œuf et en fermant l'extrémité supérieure du tube à l'aide d'un piston en caoutchouc actionné par un messager. Les tubes-chemises en plastique de 5 x 50 cm conviennent, mais ils doivent subir une préparation (voir la description dans Wildish *et al.*, 1990). Pour ce faire, il faut percer dans le tube des trous en spirale du haut vers le bas, à intervalles de 5 cm. Le diamètre des trous doit être suffisamment grand pour qu'on puisse y introduire une électrode redox combinée et une seringue à arrêt automatique d'une capacité de 10 mL en vue de prélever un échantillon pour le dosage des sulfures. Pendant l'échantillonnage, les trous doivent être couverts de ruban adhésif en toile pour éviter que le contenu du tube ne s'échappe.

Seules les carottes présentant une interface sédiments-eau intacte et n'ayant perdu aucun élément durant leur remontée à la surface peuvent être utilisées aux fins des analyses ultérieures.

Tableau 7.3 Caractéristiques des carottiers (d'après Klemm *et al.*, 1990)

Carottier « KB »

Habitats et substrats échantillonnés : plans d'eau douce (lacs, rivières et estuaires); sédiments meubles seulement, 40 % d'argile limoneuse.

Efficacité : permet l'analyse de la stratification des échantillons en termes quantitatifs et qualitatifs; utilise une tige de forage de 5,08 cm (2 pouces); employé dans les eaux peu profondes et de profondeur moyenne jusqu'à environ 30,5 m (100 pieds) ou même plus.

Avantages : échantillonne une variété de substrats jusqu'à des types plus compactés; le tube d'échantillonnage peut être modifié de façon à présenter un diamètre qui permet de prélever jusqu'à 100 cm^2 de surface du substrat; crée peu de perturbation à l'interface entre l'eau et le fond; modèles standard et lourds disponibles; vaste gamme de tubes de carottage, de tubes-chemises ("core liner tube"), d'extracteurs de carottes et de couronnes.

Limites : fonctionne par gravité; prend des échantillons de superficie limitée; la tête du carottier KB standard, sans le tube de carottage, pèse environ 8 kg (18 livres) mais des poids additionnels peuvent être ajoutés à l'échantillonneur; nécessite l'usage d'un bateau et d'un treuil électrique.

Carottier Ballchek à tube unique ou à tubes multiples

Habitats et substrats échantillonnés : les mêmes que pour le carottier KB.

Efficacité : échantillonne les organismes qui s'enfouissent profondément dans les sédiments meubles, ce qui est particulièrement efficace pour l'échantillonnage des oligochètes; utilise un tube de forage de 5,08 cm (2 pouces) ou de 7,62 cm (3 pouces); employé dans les eaux peu profondes et profondes, soit de 3 m à 183 m (de 10 à 600 pieds); le carottier à tubes multiples pèse environ 38 kg (84 livres); les clapets de retenue sont automatiques et empêchent la perte d'échantillons.

Avantages : bonne pénétration dans les sédiments meubles; le volume de l'échantillon permet l'analyse d'un plus grand nombre de sous-échantillons dans une période limitée; des carottiers à tube unique ou à tubes multiples (4) sont disponibles; tuyau de 7.62 cm (3 pouces) disponible pour les carottes les plus grosses ou pour le travail dans les lacs profonds ou la mer; vaste gamme de tubes de carottage, de tubes-chemises, d'extracteurs de carottes et de couronnes.

Limites : dispositif lourd, environ 38 kg, qui nécessite l'usage d'un bateau et d'un treuil; fonctionne par gravité; ne retient pas le sable à moins que des dispositifs de retenue en bronze soient utilisés, ce qui nécessite un poids additionnel pour assurer la pénétration; peut perturber l'interface entre l'eau et les sédiments en raison de l'onde de choc qu'il projette.

Carottier « Phelger »

Habitats et substrats échantillonnés : les mêmes que pour les carottiers décrits ci-dessus.

Efficacité : semblable au carottier KB.

Avantages : semblables au carottier KB.

Limites : fonctionne par gravité ou peut être actionné à distance par un mécanisme de suspension à détente; les styles et poids varient d'un fabricant à l'autre; certains utilisent des poids interchangeables, entre 7 et 35 kg tandis que d'autres utilisent des poids fixes pouvant aller jusqu'à 41 kg; la longueur de la carotte prélevée varie en fonction de la texture du substrat.

Carottier à boîte

Habitats et substrats échantillonnés : les mêmes que pour les carottiers décrits ci-dessus; fonctionne aussi en milieu océanique.

Efficacité : la même que pour les carottiers décrits ci-dessus; permet de prendre des carottes de 100 cm^2 de superficie jusqu'à une profondeur de 20 cm de sédiments.

Avantages : les mêmes que pour les carottiers décrits ci-dessus.

Limites : les mêmes que pour les carottiers décrits ci-dessus; également employé à partir de navires ou d'autres plates-formes; il est préférable d'avoir recours à un plongeur pour le prélèvement des carottes.

Carottier actionné à la main

Habitats et substrats échantillonnés : les mêmes que pour les carottiers décrits ci-dessus.

Efficacité : échantillonné à la main ou par un plongeur.

Avantages : peut être utilisé en eau peu profonde; peut être utilisé en eau profonde par un plongeur, généralement un biologiste qualifié, qui peut prélever et reconnaître les substrats et les changements dans le fond du plan d'eau afin de stratifier l'échantillonnage; il peut être employé avec des poignées extensibles de 5, 10 ou 15 pieds; des adaptations de la tige de forage permettent de l'actionner à partir d'un bateau ponté, d'un quai ou d'un pont.

Limites : ne peut échantillonner qu'une superficie restreinte.

7.3.3 Effets critiques sur la chimie des sédiments dans les milieux marins/estuariens

Dans les milieux marins, les effets sur le benthos engendrés par les effluents des usines de pâtes et papiers peuvent résulter soit d'une intoxication chimique, soit d'un enrichissement organique. Il est difficile de déterminer les effets critiques de ces deux types. Un rapport très récent et très détaillé indique les niveaux d'évaluation recommandés et éprouvés pour divers facteurs biotiques et physiques de référence associés à des contaminants de l'environnement dans le Puget Sound, dans l'État de Washington (Striplin Environmental Consultants, Inc., 1996). De plus, des normes sur la qualité des sédiments ont été utilisées à l'échelle nationale et en Colombie-Britannique pour une série de métaux et de contaminants organiques présents dans les sédiments (British Columbia Ministry of Environment, 1991; CCME, 1995; Nagpal et Pommen, 1993; Tetra Tech., Inc., 1986). Ces lignes directrices peuvent fournir des balises utiles pour la comparaison avec les résultats des études de benthos pour des usines de pâtes en milieu côtier.

Des études sur l'enrichissement organique menées dans d'autres secteurs d'activité, notamment les piscisultures , ont révélé que les caractéristiques chimiques de base des sédiments et les facteurs physiques occupent une place très importante dans la surveillance et la compréhension des effets de l'enrichissement organique sur le biote. En règle générale, l'impact sur le biote est fonction de la charge en carbone organique utilisable, de la demande (chimique et biologique) en oxygène des sédiments qui lui est associée et de la vitesse de l'apport ou du renouvellement de l'oxygène dans les sédiments. Hargrave *et al.* (1993, 1997) ont donc examiné une série de facteurs liés aux sédiments établie afin de déterminer ces divers effets et ont conclu que les facteurs qui indiquent le mieux l'enrichissement et les effets biotiques dans les piscicultures sont :

- l'Eh des sédiments (potentiel redox);
- les sulfures totaux (S=), avec tendances marquées quant au COT;
- la granulométrie des sédiments;
- la DBO;
- le dégagement de CO_2;
- la biomasse des consommateurs de dépôts.

Bien que le carbone et l'azote provenant des usines de pâtes et papiers possèdent des caractéristiques différentes de ceux rejetés par les piscicultures, bon nombre de ces facteurs demeurent valables pour l'étude des effets des effluents des usines de pâtes et papiers en milieu marin et estuarien au Canada. Par conséquent, il est recommandé d'utiliser les rapports CN pour indiquer la source et le type des matières organiques d'origine terrestre par rapport aux matières d'origine marine dans les sédiments, de manière à permettre l'établissement éventuel d'un lien avec les facteurs biotiques.

Le COT et la granulométrie des sédiments ont été mesurés de façon systématique dans les substrats subtidaux mous au cours du premier cycle. Les concentrations de COT atteignaient 6 à 7 % près des diffuseurs, alors qu'on s'attendrait à ce qu'elles s'élèvent normalement tout au plus à 4 % dans les sédiments marins très fins (voir les critères fixés par l'État de Washington pour l'application des normes de qualité des sédiments aux piscicultures). Il convient toutefois de noter que des concentrations naturelles de 6 % ont été enregistrées dans une zone de référence éloignée (soustraite à l'influence d'autres activités humaines) située sur la côte ouest de l'île de Vancouver. Bien qu'il soit impossible actuellement de mesurer de fortes concentrations de COT liées aux autres facteurs chimiques et biotiques à différents niveaux d'impact aux usines de pâtes, ce type de mesure a été utilisé de concert avec la granulométrie pour établir des critères de qualité s'appliquant aux établissements piscicoles dans l'État de Washington (voir le tableau 7.4). En outre, une relation bien nette a été notée entre le potentiel redox et les concentrations de COT supérieures à 4 % dans des établissements piscicoles de la Colombie-Britannique (Burd, 1997). Le fait que ces concentrations diminuaient considérablement en fonction de la distance dans la plupart des endroits indique qu'il s'agit d'un facteur important qui, de ce fait, doit être pris en comte.

Tableau 7.4 Critères relatifs au COT dans les sédiments pour déterminer des conditions « normales » de sédiments aux fins de la surveillance à proximité de pisciculture dans l'État de Washington

% limon/argile	COT (%)
0-20	0,5
20-50	1,7
50-80	3,2
80-100	2,6

Par ailleurs, bien qu'aucun lien n'ait été établi entre le rapport CN et les impacts sur le biote aux usines de pâtes et papiers, ce rapport constitue une mesure importante de la quantité et du type de substances nutritives de source ligneuse terrestre présentes dans les sédiments par rapport aux substances plus naturelles provenant de sources marines ou estuariennes. La cellulose des arbres contient proportionnellement beaucoup plus de carbone que d'autres sources organiques. À l'heure actuelle, les seuls facteurs pouvant servir à l'établissement de critères de qualité des sédiments sont l'Eh (potentiel redox) et les sulfures totaux dans les sédiments (S=). Le potentiel redox donne une indication de la condition d'oxygénation dans les sédiments, tandis que les sulfures indiquent l'étendue et de la décomposition organique en cours.

Il est donc possible d'établir une classification des impacts (Poole *et al.*, 1978; Hargrave *et al.*, 1995) :

1) Impact majeur

L'impact est présent et inacceptable en présence des conditions suivantes : absence d'anoxie naturelle en raison d'un faible lessivage dans le bassin, présence de fortes concentrations de COT, sédiments de surface anoxiques (Eh < 0, S= > 2000), rapport CN élevé et absence de macrofaune ou de bioturbation. En pareil cas, il pourrait être nécessaire de modifier les normes relatives aux effluents SI un profil des sédiments indiquait que les facteurs chimiques ne sont pas seulement attribuables à des effets historiques de l'usine survenus avant le resserrement récent des normes relatives aux effluents. Par exemple, s'il n'y a pas d'accumulation de sédiments naturels sur les dépôts historiques de fibres, il est fort possible que l'impact soit continu. Toutefois, si les conditions dans la couche superficielle sont manifestement meilleures que celles observées plus en profondeur dans la couche sédimentaire, on peut conclure que l'impact est historique, ce qui n'exige pas nécessairement le resserrement des normes, mais peut nécessiter la remise en état des lieux.

2) Impact modérément élevé

L'impact peut être considéré comme modérément élevé en présence des conditions suivantes : teneur en COT et rapport CN moyennement élevés dans les sédiments, absence d'anoxie naturelle dans les sédiments, Eh d'environ 0 à 100, S= > 200, macrofaune au moins 50 % moins abondante que celle des stations plus éloignées du diffuseur, nombre de taxons ne dépassant pas 10 et biomasse au moins 50 % plus faible qu'aux stations plus éloignées. Cette combinaison de conditions peut être importante, car il existe des zones d'anoxie naturelle (comme dans le passage Alberni, en Colombie-Britannique) où les teneurs en carbone organique et en sulfures sont faibles. Les réductions des ressources biotiques dans une zone présentant de telles conditions seraient attribuables à des causes naturelles plutôt qu'à l'effluent des usines.

3) Faible impact ou enrichissement

L'impact peut être considéré comme faible en présence des conditions suivantes : teneur en COT et rapport CN relativement normaux compte tenu du type de sédiments et des conditions d'oxygène naturelles observées, Eh de 100 à 200, S= de 50 à 200, abondance totale de la macrofaune aussi élevée ou plus élevée qu'aux stations plus éloignées du diffuseur, nombre de taxons dépassant 50 % de celui des stations plus éloignées et biomasse d'au moins 50 % de celle des stations plus éloignées.

4) Situation normale

La situation peut être considérée comme normale en présence des conditions suivantes : teneur en COT et rapport CN relativement normaux compte tenu du type de sédiments et des conditions d'oxygène naturelles observées, Eh supérieure à 200, S= inférieur à 50 et abondance totale de la macrofaune, biomasse et nombre de taxons supérieurs à ceux observés aux postes plus éloignés du diffuseur. Il convient de noter que ces critères ne s'appliquent pas aux zones d'anoxie naturelle.

7.4 Assurance de la qualité des analyses

L'assurance de la qualité des analyses définit la façon dont les tâches doivent être exécutées pour que les résultats respectent les objectifs préalablement définis pour la qualité des données. Ces tâches comprennent non seulement l'analyse en tant que telle,

mais également tous les aspects de la manipulation et de la gestion des données. Les exigences d'AQ explicitées par CAEAL (1991) et présentées ci-après sont recommandées à tous les laboratoires d'analyse qui effectuent des analyses chimiques dans le cadre du programme de l'ESEE.

7.4.1 Manipulation et suivi des échantillons

a) **Transmission des échantillons.** Des registres de transmission doivent être utilisés pour le transport des échantillons, particulièrement dans les cas où de nombreuses personnes participent à l'échantillonnage, à l'expédition et à l'analyse des échantillons. La figure 7.1 présente un exemple de formulaire de registre de transmission.

b) **Inspection des échantillons.** L'état de chaque échantillon doit être consigné sur réception. On doit également inscrire dans un carnet ou dans un fichier d'ordinateur toute divergence entre l'état exigé et l'état observé des échantillons. Il faut immédiatement ajouter un agent de conservation aux échantillons non encore préservés; enfin, il faut consigner les méthodes de conservation dans un registre.

c) **Suivi des échantillons.** Il faut attribuer un numéro ou un code unique pour identifier l'échantillon dans un système de suivi des échantillons. Ce système doit identifier l'échantillon, indiquer sa provenance, la date de réception, les analyses, la date d'échéance pour les résultats ainsi que toute autre information pertinente. Il est recommandé d'avoir recours à un système de gestion de l'information de laboratoire pour effectuer le suivi des échantillons dans les laboratoires où un grand nombre d'échantillons sont traités pour différents clients.

d) **Entreposage des échantillons.** Les échantillons doivent être entreposés dans un endroit déterminé à l'intérieur d'un réfrigérateur ou dans une aire d'entreposage accessible seulement au personnel autorisé. Les échantillons doivent être réfrigérés à 4 °C et ne doivent être retirés du réfrigérateur qu'à des fins d'inspection, de consignation de données et d'analyse. La température du réfrigérateur doit être mesurée et inscrite quotidiennement.

Figure 7.1 Exemple d'un registre de transmission des échantillons (modifié d'après U.S. EPA 1988)

Étude				Échantillonneur (signature)					
Numéro de la station	Emplacement de la station	Date	Heure	Type d'échantillon d'eau		Agent de conservation ajouté (initiales)	N°	Nombre de contenants	Analyse requise
				Comp	pontc.				
Remis par (signature)			Reçu par (signature)					Date/heure	
Remis par (signature)			Reçu par (signature)					Date/heure	
Remis par (signature)			Reçu par (signature)					Date/heure	
Remis par (signature)			Reçu par (signature)					Date/heure	
Expédié par (signature)		Date/heure	Reçu au nom du laboratoire par					Date/heure	
Moyen d'expédition									
Distribution Original joint au produit expédié 1 copie - Coordonnateur de l'étude - Dossiers de terrain									

7.4.2 Bonnes pratiques de laboratoire

Il est important d'adopter de bonnes pratiques de laboratoire (BPL). La liste ci-dessous présente de bonnes pratiques de laboratoire, telles que recommandées. Une description plus détaillée des BPL se trouve dans ELAP (1988).

- Les données relatives à la préparation des réactifs devraient être consignées dans un registre. Les contenants de réactifs préparés devraient porter des étiquettes indiquant le nom du réactif, la date de préparation, la date d'expiration et le nom de la personne qui en est responsable.
- Les appareils devraient être entretenus ou inspectés régulièrement. Les données d'entretien devraient elles aussi être consignées dans un registre.
- Il faudrait disposer d'instructions écrites pour tous les appareils.
- Il faudrait suivre les méthodes normalisées pour le nettoyage de la verrerie et des contenants.
- Il faudrait vérifier régulièrement la pureté de l'eau distillée et consigner les résultats obtenus. L'eau distillée ou déionisée devrait être vérifiée au moins une fois par jour à l'aide d'un conductivimètre.
- Les réactifs chimiques devraient être conformes aux exigences de pureté fixées pour chaque méthode d'analyse.
- Les réactifs et les solvants devraient être stockés conformément aux instructions du fabricant.
- Il faudrait vérifier les étalons de travail et les solutions-mères afin de déceler tout changement dans la concentration.
- Les réactifs devraient être préparés et étalonnés en fonction d'étalons de référence primaires.
- La température de tous les réfrigérateurs et incubateurs devrait être vérifiée quotidiennement et il faudrait consigner les écarts de température.
- Chaque four devrait avoir son propre thermomètre et la température devrait y être vérifiée avant et après utilisation.
- Il faudrait employer la verrerie volumétrique appropriée.
- La verrerie devrait être nettoyée selon les spécifications décrites par la méthode.
- Les bouteilles de gaz devraient être remplacées à 700-1 400 kilopascals.
- Le personnel de laboratoire devrait avoir une formation pertinente en méthodes d'analyses de laboratoire, notamment dans celle dont il est responsable.

7.4.3 Mise au point des chromatographes en phase gazeuse (CG)/spectromètres de masse (SM) et vérification du rendement

Pour les analyses utilisant la détection par spectrométrie de masse, les instruments devraient être mis au point pour fournir un étalonnage de masse à l'appareil spectrométrique (U.S. EPA, 1988b; CAEAL, 1991). Cette mise au point est effectuée lors de l'application de la méthode ou comme action correctrice. La CAEAL (1991) recommande l'utilisation de PFTBA (perfluorotributylamine, FC43) pour la mise au point et a publié des critères de rendement précis. Le perfluorokérosène (PFK) est normalement utilisé pour calibrer les spectromètres de masse à haute résolution. De plus, les vérifications de rendement du système CG/SM utilisant des composés spécifiques devraient répondre aux exigences de rendement décrits dans CAEAL (1991).

7.4.4 Caractérisation des substances organiques

Les tableaux 7.5 et 7.6 présentent les principes méthodologiques pour diverses substances organiques à analyser par différentes techniques analytiques, et pour différents types d'échantillons. Les critères d'acceptation pour la caractérisation de la substance par CG/SM et les autres méthodes d'analyse qualitative par chromatographie en phase gazeuse et chromatographie liquide à haute pression (CLHP) sont décrits dans CAEAL (1991).

7.4.5 Vérification de la réponse des instruments

a) **Analyses inorganiques :** on peut vérifier la réponse des instruments (absorption, comptage, hauteur des pics, etc.), avant l'étalonnage ou l'analyse, en comparant la réponse d'un échantillon de vérification utilisé régulièrement a des données historiques. La réponse des instruments est ensuite portée sur un graphique de vérification comportant une limite d'avertissement à ± 2 écarts-types (ET) et une limite de « contrôle » à ± 3 ET.

b) **Analyses organiques :** on peut effectuer la vérification de la réponse des instruments pour des analyses organiques, en comparant quotidiennement le résultat donné par un étalon interne ou par une substance analysée correspondant à un étalon moyen, à des données historiques. De façon générale, on choisit pour ces vérifications une ou des substances qui sont les plus sensibles à l'analyse instrumentale. Les limites d'avertissement et de perte de contrôle sont fixées respectivement à ± 2 ET et ± 3 ET. Il est possible d'effectuer d'autres vérifications externes à l'aide d'étalons selon le type d'appareil.

7.4.6 Exigences d'étalonnage des appareils

a) **Analyses inorganiques :** l'étalonnage est recommandé pour toutes les méthodes d'analyse inorganique, avec au moins trois (on en conseille cinq) niveaux de concentrations pour les étalons, plus un témoin, de telle façon que tous les échantillons se situent dans la plage d'étalonnage (CAEAL, 1991). Dans les cas où le logiciel de l'appareil limite l'étalonnage à deux points, l'intervalle d'étalonnage ne devrait pas dépasser la plage linéaire de l'appareil. Les étalons doivent être appariés à la matrice des échantillons, à moins qu'on puisse démontrer qu'aucun biais n'a été introduit.

b) **Analyses organiques :** l'étalonnage pour les analyses avec CG/SM et avec CG est effectué avec des étalons à cinq niveaux de concentration de façon à couvrir un éventail linéaire prévu; à cette fin, on utilise généralement des étalons internes et on calcule un facteur de réponse moyen pour chaque substance à analyser aux cinq niveaux de concentration. Ces facteurs servent ensuite à calculer les concentrations inconnues dans les échantillons. Un étalonnage est considéré comme valide si le pourcentage de l'écart-type relatif d'un étalonnage multiple est inférieur ou égal à 30 % pour toutes les variables. Le pourcentage de l'écart-type relatif est défini comme suit :

$$\% \, ETR_A = \frac{ET}{FRM_A} \times 100$$

où : $\% \, ETR_A$ = pourcentage de l'écart-type relatif du facteur de réponse pour la variable A

ET = écart-type du facteur de réponse de la variable A pour les cinq niveaux de concentration

FRM_A = facteur de réponse moyen pour la variable A et les cinq niveaux de concentration.

Si le critère précité n'est pas respecté, des mesures correctives devraient être prises et il faudrait répéter l'étalonnage. Toute analyse d'échantillons devrait être précédée d'un étalonnage valable.

Tableau 7.5 Résumé des principes des méthodes d'analyse pour les effluents et les eaux réceptrices

Paramètre	Préparation des échantillons	Méthode instrumentale	Limite de détection		Précision[1]	Exactitude[2]	Références
			Effluent	Eau			
Chlorates	Filtrer ou centrifuger l'échantillon pour en extraire les matières solides risquant de colmater le chromatographe d'échange d'ions.	Chromatographie d'échange d'ions faisant appel à une colonne Dionex AS9 ou l'équivalent	0.5 $mg \cdot L^{-1}$	20 $\mu g \cdot L^{-1}$	± 10%	80-120%	U.S. EPA (1991)
Dioxines et furannes chlorés	Ajouter aux échantillons des concentrations de substituts de PCDD/F marqués par un isotope; extraire avec solvant et concentrer; fractionner au besoin, y compris par nouvelle extraction à l'acide/base, « perméation » sur gel, alumine, gel de silice, charbon activé; concentrer à un microvolume connu et ajouter des étalons internes marqués par un isotope immédiatement avant l'analyse instrumentale.	Chromatographe en phase gazeuse (CG) à haute résolution couplé à un spectromètre de masse (SM) à haute résolution (HR) avec système de données (SD) informatisées (CGHR/SMHR/SD); minimum de deux caractérisations par groupe de congénères; étalonnage à cinq points sur la plage linéaire du SM.	TCDD/F P5CDD/F H6CDD/F H7CDD/F OCDD/F (Requises uniquement dans l'effluent)	2-4 $pg \cdot L^{-1}$ 4-8 $pg \cdot L^{-1}$ 4-8 $pg \cdot L^{-1}$ 6-12 $pg \cdot L^{-1}$ 8-16 $pg \cdot L^{-1}$	±20%	Concentrations ajoutées : composés naturels 80-120% Substituts 40-130%[3]	Environnement Canada (1992b) U.S EPA (1990a)
Chlorophénols, chloroguaïacols, chlorocatéchols	Ajouter aux échantillons des concentrations de substituts appropriés; acétylation *in situ* suivie d'extraction avec solvant, acidification jusqu'à pH 2, extraction avec solvant/concentration, acétylation ou méthylation de l'extrait; ajout de l'étalon interne immédiatement avant l'analyse instrumentale.	CGHR/SMHR/SD en mode « Selected Ion Monitoring » (SIM) en utilisant un minimum de deux ions (1 quantification, 1 confirmation) dans un rapport correct de teneurs à l'intérieur des fenêtres établies de temps de rétention.	0.2-1 $\mu g \cdot L^{-1}$	0.02-0.05 $\mu g \cdot L^{-1}$	± 20 %	70-110%[3] (phénols et guaïacols) 40-90%[3] (catéchols)	NCASI (1986) Carron et Afghan (1989) Lee *et al.* (1989) U.S. EPA (1991) Alberta Environment (1991) Morales *et al.* (1992)
Substances nutritives : ammonium	Pour l'analyse manuelle, les échantillons d'effluent et de certaines eaux nécessiteront une distillation.	Mesure manuelle du bleu d'indophénol à 630 nm OU distillation automatisée, ajout de réactifs et mesure de la la couleur à 630 nm par analyseur à courant segmenté.	0.05 $mg \cdot L^{-1}$	0.005 $mg \cdot L^{-1}$	± 10%	95-105%	NLET (1994a) APHA (1989, 1992, 1995)
Substances nutritives : nitrates plus nitrites	Aucune	Réduction manuelle ou automatisée, ajout de réactifs pour obtenir un colorant azoïque, mesure de la couleur à 520 nm.	0.1 $mg \cdot L^{-1}$	0.01 $mg \cdot L^{-1}$	± 20% à 0.5 $mg \times L^{-1}$	95-105%	NLET (1994a) APHA (1989, 1992, 1995)
Substance nutritives : azote Kjeldhal total (AKT)	Pour l'analyse manuelle, la digestion avec une solution acide sulfurique/sulfate de potassium/oxyde mercurique est requise avant la distillation et l'analyse instrumentale de l'ammoniac.	Mesure manuelle du bleu d'indophénol à 630 nm OU digestion automatisée, distillation, ajout de réactif et mesure de la couleur à 630 nm par analyseur à courant segmenté.	0.02 $mg \cdot L^{-1}$	0.02 $mg \cdot L^{-1}$	± 10%	95-105%	APHA (1989, 1992, 1995)

1. Rendement acceptable pour les échantillons en double; il est fondé sur l'écart-type obtenu des données historiques.
2. Rendement acceptable pour la récupération des matériaux de références ou des concentrations ajoutées de substance; il est fondé sur l'écart-type obtenu des données historiques.
3. Limites de contrôle (± 3 ET) fondées sur la récupération des concentrations ajoutées de substituts.

Tableau 7.5 Résumé des principes des méthodes d'analyse pour les effluents et les eaux réceptrices (suite)

Paramètre	Préparation des échantillons	Méthode instrumentale	Limites de détection		Précision[1]	Exactitude[2]	Références
			Effluent	Eau			
Substances nutritives P total	Pour l'analyse manuelle, digestion par l'acide sulfurique/persulfate de potassium OU acide sulfurique/sulfate de potassium/oxyde mercurique si on analyse l'AKT en même temps.	Mesure manuelle du complexe de bleu de molybdate à 880 nm OU digestion automatisée, ajout de réactif et mesure de la couleur à 380 nm par analyseur à courant segmenté.	0.002 $mg \cdot L^{-1}$	0.002 $mg \cdot L^{-1}$	± 10%	95-105%	NLET (1994a) APHA (1989, 1995)
pH	Aucune	Électrométrique	SO	SO	± 0.05	± 0.1	NLET (1994a) APHA (1995)
Acides résiniques et gras	Ajouter aux échantillons des concentrations d'un substitut d'acide o-méthylpodocarpique; régler le pH à 9 et extraire avec méthyle-1-butyle éther; concentrer; méthyler au diazométhane en ayant recours à l'ajout d'acide tricosanoïque pour vérifier la récupération.	CGHR/SMFR en mode SIM en faisant appel à un minimum de deux ions caractéristiques par composé dans des rapports corrects de teneurs à l'intérieur des fenêtres de temps de rétention établies.	2-5 $\mu g \cdot L^{-1}$	0.2-0.5 $\mu g \cdot L^{-1}$	± 20%	60-120%[3]	Alberta Environment (1990, 1991) Voss et Rapsomatiotis (1985) NCASI (1986) OMOE (1989)
DBO_5	Traiter l'échantillon pour supprimer les interférences attribuables au chlore et au sulfure résiduels et régler le pH à 6,5-8,3; diluer les échantillons pour obtenir un épuisement minimal d'oxygène dissous à 2,0mg/L et une concentration minimale d'oxygène dissous à 1,0mg/L; pour les échantillons des usines de pâtes et papiers, utiliser des ensemencements acclimatés.	Mesurer l'oxygène dissous en agitant une sonde à DBO étalonnée selon la méthode Winkler, ou utiliser la méthode Winkler.	5 $mg \cdot L^{-1}$	2 $mg \cdot L^{-1}$	± 15% (Inter-laboratoires)	80-120%	NLET (1994a) APHA (1989)
Carbone organique total (COT)	Acidifier jusqu'à pH 2 et purger à l'aide d'azote pour éliminer le carbone minéral.	Combustion à température élevée avec détection infrarouge du CO_2 OU digestion avec ultra-violets/persulfate et détection colorimétrique ou infrarouge du CO_2.	1.0 $mg \cdot L^{-1}$	1.0 $mg \cdot L^{-1}$	± 5	95-105%	NLET (1994a) APHA (1989, 1992, 1995)
Matières totales en suspension (MTS)	**Effluents et eaux douces:** Filtrer l'échantillon à l'aide d'un filtre de fibre de verre « GFC Whatman » lavé, asséché et prépesé; sécher le filtre et les matières solides à 105°C jusqu'à poids constant.	Déterminer gravimétriquement le changement de poids du filtre.	2 $mg \cdot L^{-1}$	2 $mg \cdot L^{-1}$	± 10%	90-110%	APHA (1989) NLET 1994a)
	Eaux marines réceptrices : Filtrer à l'aide d'un filtre « Nuclepore » à membrane de 0,4 mm; bien laver à l'eau distillée, sécher à 80 °C et peser à nouveau.		NA	50 $mg \cdot L^{-1}$	±20%	NA	Sundby (1974)

Tableau 7.5 Résumé des principes des méthodes d'analyse pour les effluents et les eaux réceptrices (suite)

Paramètre	Préparation des échantillons	Méthode instrumentale	Limites de détection : matrice		Précision[1]	Exactitude[2]	Références
			Effluent	Eau			
Biomasse algale		Mesure en chlorophylle ou en poids sec sans cendre					APHA (1995)
Alcalinité							APHA (1995)
Couleur		Unité platine-cobalt					APHA (1992, 1995)
Conductivité		Conductivimètre YSI (série 600) Hydrolab ou multisondes CTD					
Vitesse du courant		Courantomètre à sonde d'écoulement global					
Dureté							APHA (1995)
Oxygène dissous		Conductivmètre YSI (série 600) Hydrolab ou multisondes CTD. Il faudra peut-être employer la méthode de Winkler pour la comparaison à des fins d'AQ.					
Salinité		Conductivimètre YSI *in situ* (série 600) ou salinomètre faisant une utilisation indirecte de la conductivité et de la température					APHA (1992)
Sodium dissous		Spectrophotomètre d'émission atomique par la flamme					APHA (1992, 1995)
Température		Conductivimètre YSI (série 600) Hydrolab ou multisondes CTD					
Turbidité		Turbidimètre					APHA (1992, 1995)

Tableau 7.6 Résumé des principes des méthodes d'analyse pour les sédiments

Paramètre	Préparation des échantillons	Méthode instrumentale	Limites de détection	Précision (% d'écart-type relatif)	Exactitude (% de récupération)	Références
Dioxines et furannes chlorés	Sécher à l'air, peser et ajouter des concentrations de substituts marqués par un isotope; extraire avec solvant l'échantillon préparé, concentrer et fractionner par la méthode utilisée pour les effluents.	CGHR/SMHR/SD selon la méthode utilisée pour les effluents.	TCDD/F 1pg•g^{-1} P5CDD/F 5pg•g^{-1} H6CDD/F 5pg•g^{-1} H7CDD/F 5pg•g^{-1} OCDD/F 10 pg•g^{-1}	± 20%	40-120%	U.S. EPA (1990a) U.S. EPA (1990b) Environnement Canada (1992a) Voir tableau 7.5 Méthode basée sur les chlorophénols
Isomères de chlorophénol, chloroguaïacol, chlorocatéchol	Peser les sédiments humides et ajouter des concentrations de substituts; extraire avec solvant et concentrer; obtenir un dérivé avec un grand excès d'anhydride acétique.	CGHR/SMFR selon la méthode utilisée pour les effluents.	10-50 ng•g^{-1} selon l'isomère	± 20%	70-110% 50-90%	Birkholz *et al.* (1988) Hynning *et al.* (1989) Lee *et al.* (1989)
Acides résiniques et gras chlorés	Extraction comme pour les chlorophénols; pas de fractionnement; obtention d'un dérivé comme pour les acides résineux et gras dans les effluents.	CGHR/SMFR selon la méthode utilisée pour les effluents.	0.1 µg•g^{-1}	± 20%	70-120%	Voir tableau 7.5 Morales *et al.* (1992)
Analyse granulométrique	Eau douce : sécher et tamiser à des séries d'ouverture normalisées. Milieu marin : faire passer dans un tamis de 63 mm; la fraction <63 mm est récupérée pour être pesée; la fraction >63 mm est séchée et tamisée à des séries d'ouvertures normalisées.	Déterminer de façon gravimétrique le pourcentage de chaque fraction tamisée OU employer la méthode de mesure de la taille des particules à l'aide d'un analyseur laser Malvern 2600L.	±0.1%	SO	SO	Walton (1978) Tetra Tech (1986)
Sulfures totaux	5 mL de sédiments sont comprimés dans un contenant hermétique avec 5 mL d'une solution-tampon antioxydante à base de sulfure.	Les lectures sont faites dans les 3 h, à l'aide de sulfure d'argent et d'électrodes de référence à double jonction.				Tetra Tech (1986)
Résidu volatil ou perte au feu	Échantillon séché au four	Analyse gravimétrique effectuée après ignition dans un four à moufle réglé à 550 °C.				APHA (1992) Tetra Tech (1986)

Tableau 7.6 Résumé des principes des méthodes d'analyse pour les sédiments (suite)

Paramètre	Préparation des échantillons	Méthode instrumentale	Limites de détection : matrice	Précision (% d'écart-type relatif)	Exactitude (% de récupération)	Références
Rapport C-N (C organique-N total)		Mesure du COT : voir ci-dessous. Mesure du N total d'après la mesure du C total.				Calvert *et al.* (1995) MacDonald *et al.* (1991)
Eh	Mesure effectuée avec les sédiments encore dans le tube du carottier	La sonde étalonnée est poussée dans les sédiments.				Hargrave *et al.* (1995)
Carbone organique total Azote organique total	Sécher l'échantillon et broyer pour qu'il franchisse un tamis (n° 80); traiter à l'acide sulfureux pour supprimer le carbone minéral et sécher.	(p. ex. analyseur CHN Perkin-Elmer) OU déterminer la DCO et diviser le résultat par 2,6 OU employer la méthode 9060A de l'USEPA (1986) : mesure du carbone total au moyen d'un four à induction Leco; mesure des carbonates au moyen d'un gazomètre Leco. COT : différence entre le C total et le C sous forme de carbonates.	SO	SO	SO	American Soils Association (1982) Hargrave *et al.* 1997 U.S. EPA (1986)

7.4.7 Documentation sur les analyses

Pour confirmer la qualité et la fiabilité des résultats des analyses, il est recommandé de consulter la documentation traitant de chacun des aspects de l'analyse. Il est également conseillé de garder, pendant au moins cinq ans après l'analyse (CAEAL, 1991), les résultats obtenus avec les échantillons et toutes les données relatives aux analyses, sur papier ou sur disquette d'ordinateur (copie de sauvegarde). Pour chaque échantillon ou série d'échantillons, il faudrait recueillir les données relatives aux éléments suivants :

a) **Limites de détection de la méthode (LDM) :** si les LDM diffèrent de celles qui ont été définies par le laboratoire (en raison de l'interférence, des dilutions, etc.), il faudrait le noter.
b) **Temps d'entreposage des échantillons :** il faudrait tenir à jour un dossier sur les dates d'échantillonnage, de réception, de préparation de l'échantillon et d'analyse. Cette information fait normalement partie du processus de suivi de l'échantillon.
c) **Entretien et rendement des appareils :** il faudrait tenir à jour un registre du rendement des appareils comprenant les données de mise au point et de fonctionnement des appareils. Un dossier d'entretien et d'inspection devrait être établi pour chaque appareil.
d) **Échantillons de contrôle de la qualité :** il faudrait garder à jour des dossiers sur les rubriques suivantes : analyses en double, échantillons témoins, taux de récupération des échantillons témoins avec concentrations ajoutées, taux de récupération des substituts, taux de récupération des matrices avec concentrations ajoutées, résultats obtenus avec les matériaux de référence certifiés, données d'étalonnage et de vérification de l'étalonnage.
e) **Réception, préparation et analyse des échantillons :** toute anomalie concernant la livraison, l'entreposage, l'état, la préparation et l'analyse des échantillons devrait être consignée, y compris tout écart par rapport aux procédures opérationnelles standardisées (POS).

7.5 Contrôle de la qualité des analyses

Les procédures de contrôle de la qualité des analyses sont conçues pour établir un contrôle statistique des éléments suivants : étalonnage, précision, exactitude/ biais et récupération (CAEAL, 1991).

Le contrôle de ces paramètres peut être établi en faisant passer des échantillons spéciaux de contrôle de la qualité avec chaque série analytique (voir tableaux 7.7 et 7.8 respectivement pour les analyses inorganiques et organiques). On compare statistiquement les résultats donnés par ces échantillons de contrôle de qualité (CQ) avec les intervalles de

confiance calculés à partir de données antérieures. Ces intervalles de confiance ou limites de contrôle sont généralement évalués à trois fois l'écart-type de la moyenne de la variable faisant l'objet du contrôle. Les limites d'avertissement sont souvent fixées à deux écarts-types. Les indicateurs permettant de considérer qu'une série est hors de contrôle sont les suivants :

- on obtient deux résultats successifs différents pour des échantillons témoins (blancs), des échantillons répétés de laboratoire, des matériaux de référence normalisés, des blancs avec concentration ajoutée (blancs fortifiés), des échantillons témoins servant à vérifier l'étalonnage ou des récupérations de substituts organiques; ou
- un de ces résultats se situe à l'extérieur des limites de contrôle.

Toutes les données de CQ doivent être portées sur des graphiques de contrôle appropriés. Ces derniers sont des représentations graphiques des données de CQ en fonction du temps ou d'une série numérotée de données consécutives. Les graphiques de contrôle révèlent l'évolution dans le temps et fournissent la preuve graphique du contrôle statistique de l'analyse à long terme. Les limites de contrôle et les graphiques de contrôle sont décrits de façon détaillée dans ASTM (1986).

7.5.1 Contrôle de l'étalonnage

Le contrôle statistique de l'étalonnage peut être confirmé, d'une série à l'autre, au moyen de deux étalons de contrôle A et B, et, à l'intérieur d'une même série grâce à des blancs et à des étalons mi-plage.

a) **Contrôle d'étalonnage entre les séries :** deux étalons de contrôle A et B peuvent être utilisés pour analyser et contrôler les changements dans l'étalonnage entre les séries; ceci se fait une fois au début de chaque série analytique. Ces étalons sont préparés et conservés indépendamment des normes d'étalonnage; ils sont généralement choisis de façon à représenter respectivement 80 % et 20 % environ de l'échelle complète. Les résultats sont réunis pour un grand nombre de séries et les sommes (A + B) et différences (A - B) sont portées sur des graphiques de contrôle. À l'intérieur d'une série donnée, un changement significatif de la somme (A + B), par rapport à la moyenne obtenue dans le passé, laisse supposer qu'un changement significatif est intervenu dans la coordonnée à l'origine, les autres facteurs demeurant constants. Un changement significatif dans la différence (A — B) laisse supposer un changement significatif dans la pente, les autres facteurs demeurant constants. Les limites de contrôle (LC) et d'avertissement (LA) pour (A - B) sont

calculées pour la moyenne (X) et l'écart-type (ET) de la population des différences de la façon suivante :

Limites supérieure et inférieure d'avertissement(LSA, LIA) = $X_{A-B} \pm 2\ ET_{A-B}$
Limites supérieure et inférieure de contrôle (LSC, LIC) = $X_{A-B} \pm 3\ ET_{A-B}$

Les limites de contrôle et d'avertissement pour A + B sont calculées d'une façon similaire avec les mêmes écarts-types :

$$LSA/LIA = X_{A+B} \pm 2\ ET_{A-B}$$
$$LSC/LIC = X_{A+B} \pm 3\ ET_{A-B}$$

La série ne doit être traitée qu'une fois qu'il a été démontré que (A + B) et (A - B) se situent à l'intérieur des limites de contrôle. Les limites de contrôle ne doivent pas dépasser ± 5 % de la valeur moyenne pour (A + B) et (A - B).

b) **Contrôle d'étalonnage à l'intérieur d'une même série (analyses inorganiques) :** il faudrait vérifier à intervalles réguliers les changements dans l'étalonnage à l'intérieur d'une même série, lesquels sont attribuables à la dérive de la pente et de la ligne de base. Cela peut être fait au moyen d'un étalon mi-plage et d'un échantillon témoin passés après chaque groupe de 20 échantillons. Chaque laboratoire devrait établir des limites de contrôle pour chaque méthode. La dérive ne devrait pas dépasser 10 %. Si on décèle une dérive plus grande, il faudrait interrompre l'analyse, réétalonner l'appareil et réanalyser les échantillons qui sont passés après le dernier échantillon de vérification et le dernier échantillon témoin acceptables.

c) **Contrôle de l'étalonnage à l'intérieur d'une même série (analyses organiques) :** dans les analyses organiques par CG, les changements dans l'étalonnage à l'intérieur d'une même série devraient être vérifiés par injection d'un étalon mi-plage de vérification à une fréquence de 5 % ou toutes les 12 heures. On compare le résultat de cette injection à l'étalonnage initial en calculant l'écart en pourcentage du facteur de réponse de chaque substance à analyser dans l'étalon de vérification en fonction du facteur de réponse moyen déterminé au cours de l'étalonnage initial. Si la différence relative exprimée en pourcentage est supérieure à 25 %, la vérification de l'étalonnage devrait être répétée. Si cette vérification donne encore un écart relatif supérieur à 25 %, il est recommandé d'apporter certaines corrections.

Tableau 7.7 Recommandations pour le contrôle de la qualité des analyses inorganiques

Paramètre de CQ	Fréquence	Limites de contrôle	Référence
Échantillon témoin (blanc)	1 par 10 échantillons	Moins que la limite de détection ou moins de 0,1 fois la concentration des échantillons	CAEAL (1991)
Échantillons de laboratoire en double	1 par 10 échantillons	Voir tableaux 7.5 et 7.6	CAEAL (1991)
Matrices avec concentrations ajoutées (fortifiées)	1 par 10 échantillons	75 % à 125 %	CAEAL (1991)
Échantillon témoin avec concentration ajoutée (blanc fortifié)	1 par lot ou minimum de 5 %	75 % à 125 %	CAEAL (1991)
Matériaux de référence normalisés	1 par lot ou minimum de 5 %	Voir tableaux 7.5 et 7.6	CAEAL (1991)
Contrôle de l'étalonnage :			
• au sein d'une série (blanc et étalon de mi-plage)	1 par 20 échantillons	écart maximal de 10 %	CAEAL (1991)
• entre les séries (20 % et 80 % de l'échelle complète)	2 par série	± 5 % de la valeur cible	King (1976)

Tableau 7.8 Recommandations pour le contrôle de la qualité des analyses organiques

Paramètre de CQ	Fréquence	Limites de contrôle	Référence
Échantillon témoin (blanc)	1 par 10 échantillons	Moins que la limite de détection ou moins de 0,1 fois la concentration des échantillons	CAEAL (1991)
Échantillons de laboratoire en double	1 par 10 échantillons	Voir tableaux 7.5 et 7.6	CAEAL (1991)
Matrices avec concentrations ajoutées (fortifiées) de composés à analyser	1 par 10 échantillons	90 % des composés sont conformes aux limites du tableau 4 de la CAEAL (1991)	CAEAL (1991)
Substituts ajoutés (pour CG et CG/SM)	100 %	60 % à 120 %	CAEAL (1991)
Échantillon témoin avec concentration ajoutée (blanc fortifié)	1 par lot ou minimum de 5 %	70 % à 120 %	CAEAL (1991)
Matériaux de référence normalisés	1 par lot ou minimum de 5 %	Voir tableaux 7.5 et 7.6	CAEAL (1991)
Étalons internes	100 %	SO	CAEAL (1991)
Contrôle de l'étalonnage :			
• au sein d'une série (étalon mi-plage)	1 par 12 heures ou 20 échantillons, en choisissant la fréquence la plus élevée	± 25 %	CAEAL (1991)

7.5.2 Précision

La précision est le degré de variation entre les mesures individuelles de la même variable effectuées à l'aide d'une méthode d'analyse spécifique; elle est généralement exprimée comme étant l'écart-type obtenu avec des échantillons répétés (U.S. EPA, 1990c). Le contrôle statistique de la précision analytique est assuré grâce à l'analyse d'échantillons en double au sein d'une même série à une fréquence d'au moins 10 %. Les échantillons en double (doubles) sont des échantillons subdivisés en laboratoire à partir d'un échantillon unique.

La différence absolue entre les résultats des doubles est comparée à une limite de contrôle déterminée à partir de données historiques. Pour obtenir ces limites de contrôle, les résultats des analyses en double sont accumulés pour un grand nombre de séries et sont ensuite triés selon les plages de concentrations.

Les plages de concentration appropriées se situent entre 0 et 20 %, 20 et 50 % et 50 et 100 % de l'échelle complète (King, 1976). Dans chaque plage de concentration, les limites de contrôle (CL) pour la différence absolue entre les doubles au sein d'une même série sont déterminées à l'aide de la formule suivante :

$$UCL = D_4 \times R$$

où D_4 est un facteur statistique et R est la différence moyenne entre les doubles, soit 3,267 (ASTM, 1986; Taylor, 1987).

Si la différence entre les analyses de laboratoire en double dépasse la limite supérieure de contrôle, la situation doit être évaluée pour déterminer quelle est la mesure de correction la plus appropriée.

7.5.3 Exactitude et biais

L'exactitude est le degré de concordance entre une valeur observée et la vraie valeur, telle que déterminée par l'analyse d'un matériau de référence normalisé (U.S. EPA, 1990b). L'inverse de l'exactitude est le degré d'erreur systématique dans l'analyse ou le biais. L'exactitude est contrôlée au moyen d'échantillons témoins et de matériaux de référence certifiés.

a) **Échantillons témoins (blancs) :** un blanc est une fraction d'eau très pure, équivalente en volume aux échantillons analysés; on le traite exactement de la même façon que les échantillons. Grâce à ce blanc, on peut quantifier le niveau de contamination des échantillons lors du traitement et de l'analyse des échantillons. Les blancs devraient être analysés à une fréquence de 10 % ou de 1 par série, le tout étant porté sur un graphique avec des valeurs contrôle de ± 2 ET (limites d'avertissement) et de ± 3 ET (limites de contrôle). Si un blanc est jugé hors de contrôle et contaminé, l'analyse des échantillons traités avec le blanc et donnant une réponse plus grande que la limite de détection devrait être répétée pour la ou les variables affectées. En général, un blanc est considéré comme étant exempt de contamination si l'analyse produit des résultats inférieurs à la limite de détection ou inférieurs à 0,1 fois la concentration mesurée dans tous les échantillons associés (CAEAL, 1991).

b) **Matériaux de référence normalisés :** les matériaux de référence normalisés (MRN) sont des échantillons disponibles sous différentes matrices, qui ont été analysés par plusieurs laboratoires et qui renferment des concentrations certifiées par des organismes de normalisation comme l'Institut national des sciences et de la technologie, l'U.S. EPA, l'Institut national de recherche sur les eaux d'Environnement Canada et le Conseil national de recherches. Lorsqu'il est disponible, un MRN devrait être analysé à une fréquence de 5 % ou de 1 par série (tableaux 7.7 et 7.8). La matrice et la concentration du MRN devraient être aussi proches que possible des échantillons à analyser. Les résultats des MRN devraient être cumulés et les limites d'avertissement et de contrôle devraient être fixées à respectivement à ± 2 ET et ± 3 ET.

7.5.4 Récupération

Le taux de récupération d'une substance à analyser au cours de l'ensemble du processus d'analyse est déterminé à partir d'échantillons de matrice avec concentrations ajoutées de la substance à analyser (soit des échantillons dits fortifiés), d'échantillons témoins fortifiés avec cette dernière et d'échantillons fortifiés avec des substituts.

a) **Échantillons de matrices avec concentration ajoutée de la substance à analyser :** un échantillon de matrice fortifié avec les substances à analyser est une fraction d'un échantillon choisi au hasard, à laquelle on ajoute toutes les substances à analyser avant le traitement de l'échantillon. L'analyse d'un échantillon ainsi fortifié permet d'évaluer le taux de récupération obtenu pour la matrice propre à cet échantillon. L'échantillon devrait être fortifié avec toutes les substances à analyser, à une concentration aussi proche que possible de la concentration donnant une réponse égale à celle de l'étalon dont la concentration se situe à mi-plage. La solution fortifiée devrait être préparée à

partir d'un stock distinct de celui utilisé pour l'étalonnage. La fréquence recommandée pour les matrices ainsi fortifiées est de 10 % ou de 1 par série (tableaux 7.7 et 7.8). La récupération est calculée comme suit :

$$\% \text{ de récupération} = \frac{(\text{conc. Mesurée - conc. non fortifiée}) \times 100}{\text{Quantité de fortifiant}}$$

Les résultats obtenus avec les matrices fortifiées devraient être portés sur des graphiques de contrôle distincts pour chaque matrice. Il faut fixer des limites maison avec comme base ± 3 ET correspondant à un minimum de 10 points de données. Lors d'analyses à paramètres multiples, au moins 90 % des substances à analyser devraient donner un taux de récupération se situant à l'intérieur des limites fixées. Le taux de récupération pour les substances minérales à analyser devrait se situer entre 75 et 125 %. La récupération pour les variables organiques devrait se situer à l'intérieur des limites précisées au tableau 4 de la CAEAL (1991). Si une matrice fortifiée ne respecte pas ces critères, il faut répéterl l'analyse fortifiée. Si la récupération ne respecte toujours pas les critères lors de la répétition et qu'aucun autre problème ne semble se manifester lors de l'analyse, il faudrait consigner le fait qu'il existe un effet dû à la matrice.

b) **Échantillons témoins avec concentration ajoutée de la substance à analyser :** un échantillon témoin (blanc) fortifié est une fraction de la même eau que celle utilisée pour le témoin; on y ajoute toutefois la substance à analyser à une concentration aussi proche que possible de la concentration mi-plage de l'étalon. Le blanc ainsi fortifié donne une idée de la fiabilité de la méthode sans les effets de la matrice des échantillons réels. Le blanc fortifié doit être analysé avec les autres échantillons et de la même façon. Comme dans le cas de la matrice fortifiée, la solution fortifiée doit être préparée à partir de stocks différents de ceux utilisés pour l'étalonnage. La récupération est calculée comme suit :

$$\% \text{ de récupération} = \frac{BF - B}{\text{Quantité de fortifiant}} \times 100$$

où : BF = concentration mesurée dans le blanc fortifié
B = concentration mesurée dans le blanc

Les limites de récupération maison devraient être calculées pour le blanc fortifié en prenant comme base ± 3 ET et un minimum de 10 points de données (tableaux 7.7 et 7.8).

Les taux de récupération pour les analyses minérales devraient se situer entre 75 % et 125 % et, pour les variables organiques, entre 70 % et 120 %. Si la récupération pour un blanc fortifié ne respecte pas ces critères, il faudrait recommencer le dopage. Si le blanc fortifié ne donne toujours pas une récupération satisfaisante, les échantillons associés à ce blanc devraient être réanalysés. S'il ne reste pas assez d'échantillon pour répéter l'analyse, les résultats seront consignés tels quels et annotés comme étant suspects avec une explication.

c) **Étalons internes (analyses organiques) :** toutes les analyses utilisant la CG devraient être effectuées à l'aide d'étalons internes ou avec des méthodes correctement validées faisant appel à des étalons externes. Un étalon interne est un composé qui se comporte de la même façon que les composés ciblés dans le cadre d'un système analytique, mais dont la présence est peu probable dans l'échantillon. Des étalons internes sont ajoutés, à la même concentration, à tous les échantillons, étalons et échantillons de contrôle avant d'effectuer les mesures, mais après la préparation des échantillons. Tous les résultats obtenus pour les substances à analyser devraient être normalisés en fonction de la valeur obtenue pour l'étalon interne, de façon à tenir compte de la variabilité instrumentale attribuable à des facteurs comme les variations dans les volumes d'injection, les fluctuations de température et le volume final d'extraction. La valeur donnée par l'étalon interne lors de l'analyse de l'échantillon devrait se situer à moins de 20 % de la réponse interne donnée par un étalon analysé à l'intérieur de la même période de 12 heures (tableau 7.8). Si ce critère n'est pas respecté, l'échantillon devrait être réanalysé. Si le critère n'est toujours pas respecté après la nouvelle analyse, les résultats obtenus pour l'échantillon ne seront pas corrigés en fonction du résultat de l'échantillon interne et on les annote avec une explication.

d) **Échantillons avec concentration ajoutée d'un substitut (analyses organiques) :** un étalon substitut est un composé dont la présence est peu probable dans l'échantillon et qui se comporte de la même façon que les substances à analyser lors de la préparation et de l'analyse de l'échantillon. Les substituts devraient être ajoutés, si nécessaire, à tous les échantillons (y compris les échantillons de CQ) avant la préparation des échantillons, de façon à déterminer le rendement de la méthode et l'effet de la matrice sur les échantillons. Les analyses effectuées par CG/SM devraient comporter au moins deux substituts et celles qui font appel à la CG seule devraient en compter au moins un. La quantité de substitut ajoutée à chacun des échantillons devrait être la même que celle qui est ajoutée aux solutions d'étalonnage. Les limites de contrôle maison pour les taux de récupération de substituts sont basées sur une valeur de ± 3 ET pour un minimum de 10 points de données. Les limites de contrôle maison pour les taux de récupération de substituts devraient se situer entre 60 % et 120 %. Si l'un des substituts se situe à l'extérieur de la plage de récupération prévue, l'échantillon devrait être réanalysé. Si, après une nouvelle analyse, le taux de récupération du substitut se

situe toujours à l'extérieur de la plage permise, les résultats devraient alors être annotés et accompagnés d'une explication.

7.5.5 Limites de détection

La limite de détection doit être consignée en tant que limite de détection de la méthode (LDM), conformément à la description de l'U.S. EPA (1984). La LDM est définie comme étant la quantité minimale d'une substance à analyser qui doit être décelée pour pouvoir conclure à la présence d'une substance en spécifiant le risque (généralement 5 % ou 1 %) de fausse détection. La LDM est calculée à partir de l'écart-type de l'analyse correspondant à l'intervalle des concentrations les plus faibles :

$$LDM = t_{0,05n-1} \times S \qquad (1)$$

où $t_{0,05n-1}$ est la valeur du test t de Student unilatéral, pour un risque de 5 % de fausse détection et n-1 degrés de liberté, et S est l'écart-type.

Idéalement, l'écart-type est calculé à partir d'analyses effectuées en double sur de faibles concentrations avec des échantillons réels comportant la même matrice d'échantillon ou une matrice similaire à celle des échantillons à l'étude. Cet écart-type peut être calculé à partir d'un minimum de sept doubles dans une même série en utilisant une formule statistique standardisée (U.S. EPA, 1984). Toutefois, il est préférable de calculer S à partir de paires de doubles inter-séries cumulées au cours de plusieurs séries.

L'écart-type des paires de doubles cumulées au cours d'un grand nombre de séries est :

$$S = \frac{\Sigma S D^2}{2n} \qquad (2)$$

où D est la différence entre les doubles pris individuellement et n est le nombre de paires de doubles. On recommande un minimum de 40 paires de doubles (OMOE, 1988). La valeur de l'écart-type est alors portée dans l'équation (1) pour calculer la LDM.

7.6 Conventions pour la présentation des rapports de données

L'arrondissement des résultats des analyses devrait se faire conformément aux protocoles établis. Si trop de chiffres sont arrondis avant le rapport final, l'information est perdue et les véritables différences entre les concentrations des échantillons provenant

d'emplacements différents ou correspondant à des situations différentes risquent de ne pas apparaître. Les méthodes de contrôle de la qualité peuvent être plus grossières qu'il ne serait souhaitable ou nécessaire, les valeurs de la moyenne, de l'écart-type et des autres données statistiques risquant alors d'être biaisées pour un ensemble de résultats. Inversement, lorsqu'on vise une trop grande précision, des différences relativement petites et non significatives du point de vue statistique peuvent paraître très grandes, alors qu'il n'en est rien (Hunt et Wilson, 1986).

L'écart-type de l'analyse constitue le critère préféré pour décider du nombre de chiffres significatifs (King, 1989). Dans le processus d'arrondissement, il faudrait veiller à conserver le chiffre qui se trouve à la même position décimale que le chiffre le plus significatif de l'écart-type calculé. Si l'analyse donne, par exemple, une valeur de 12,345 et si l'écart-type calculé à partir des analyses en double à l'intérieur d'une même série à ce niveau de concentration est de 0,32, le résultat doit être arrondi à 12,3.

7.7 Principes des méthodes physiques et chimiques

Le tableau 7.5 présente un résumé des principes des méthodes recommandées pour certaines variables des effluents et des eaux réceptrices ainsi qu'un résumé des critères de rendement recommandés pour la précision et l'exactitude. Le tableau 7.6 donne le même type d'information pour les sédiments et les tissus. Les critères concernant la précision sont fondés sur l'écart-type relatif de l'analyse, exprimé en pourcentage, et proviennent de données antérieures obtenues par les analyses en double d'échantillons dans la plage de 20 % à 50 % de l'échelle complète. L'analyste peut, dans la plupart des cas, prévoir que les résultats pour les doubles différeront par un pourcentage inférieur au pourcentage indiqué.

Pour les analyses inorganiques, les critères d'exactitude sont présentés avec +/- un (1) écart-type du pourcentages de récupération de matériau de référence normalisée, valeur basée sur des données antérieures. Dans la plupart des cas, un matériau de référence devrait se situer dans la plage indiquée.

Pour les analyses organiques, les critères de rendement sont présentés comme les limites de contrôle pour les composés fortifiés ajoutés à chaque échantillon (tableau 7.8). Ces limites devraient être calculées à trois écarts-types de la récupération moyenne antérieure de chaque composé fortifié dans la même matrice que l'échantillon. Si ces limites ne sont pas respectées pour un échantillon donné, ce dernier devrait être réanalysé. Si, après la nouvelle analyse, l'échantillon n'est toujours pas conforme aux critères de récupération, les résultats devraient être annotés avec indication de l'existence d'effets de la matrice, en l'absence de tout autre indice de problème analytique.

Des commentaires spécifiques aux méthodes sélectionnées sont présentés ci-après.

7.7.1 Acides résiniques et gras dans les effluents

Bien que la méthode d'extraction et d'obtention de dérivés pour les acides résiniques ou gras dans les effluents, publiée par Voss et Rapsomatiotis (1985), n'ait pas encore été validée par des essais inter-laboratoires, elle est recommandée pour l'ESEE. Cependant, c'est la CG/SM en mode SIM qui a été recommandée pour l'analyse instrumentale car elle permet d'éviter les interférences. Un substitut d'acide O-méthyl-podocarpique est recommandé pour vérifier le taux de récupération de la méthode, et l'acide tricosanoïque devrait être ajouté immédiatement avant la l'obtention d'un dérivé avec le diazométhane pour la vérification de la méthylation. Un étalon interne constitué d'acide henéicosanique devrait également être utilisé pour l'analyse instrumentale. Les ions de l'analyse quantitative sont ceux présentés par NCASI (1986).

7.7.2 Dioxines et furannes chlorés dans les sédiments

L'extraction utilisée pour les sédiments est différente de celle utilisée pour l'eau, mais l'extrait devrait être fractionné et analysé selon la méthode établie par Environnement Canada pour les effluents (Environnement Canada, 1992a). Les échantillons de sédiments sont séchés à l'air, pesés puis fortifiés avec des substituts marqués par des isotopes. Il faudrait laisser aux substituts le temps d'atteindre l'état d'équilibre avec les sédiments, de préférence pendant la nuit précédant l'extraction, afin de s'assurer que les taux de récupération des substituts soient plus représentatifs de la matrice de l'échantillon.

7.7.3 Catéchols, phénols et guaïacols chlorés

Le tableau 7.5 présente les méthodes d'extraction et d'obtention de dérivés des composés phénoliques chlorés dans les effluents. Des substituts devraient être ajoutés avant l'extraction, soit le 2-fluorophénol, le d6-phénol, le 2,4,6-tribromophénol; les étalons internes seraient le d4-1,4-dichlorobenzène et l'hexachlorobenzène. Les ions caractéristiques sont présentés dans les travaux de Lee *et al.* (1989).

7.8 Traceurs chimiques

Les usines sont tenues, quand c'est possible, de confirmer, au moment de l'échantillonnage, que les échantillons prélevés sont représentatifs des conditions dans la

zone exposée à l'effluent et dans la zone de référence. Dans les milieux récepteurs dynamiques sur le plan hydrologique ou dans ceux recevant des rejets multiples, il faudra probablement choisir un traceur qui s'accumule dans les tissus des poissons. L'utilisation d'un traceur a pour but de vérifier l'exposition des poissons à l'effluent dans les zones proches et éloignées de l'effluent, ainsi que l'absence d'exposition dans les zones de référence.

La présente section fournit des conseils sur la sélection des traceurs pour l'étude des poissons, les échantillonnages, les analyses et les procédures d'AQ/CQ d'après les données recueillies au premier cycle. Un résumé des conclusions du groupe d'experts sur les traceurs (Tracer Expert Working Group, 1997) est présenté à la fin de cette section.

7.8.1 Applicabilité des traceurs

Selon les résultats de l'examen des données du premier cycle, l'utilisation de traceurs pour l'étude des poissons adultes est acceptée en principe. Il est recommandé de suivre un processus décisionnel propre à chaque site pour aider à déterminer à quelles usines il y a une grande possibilité d'atteindre l'objectif visé. L'expérience acquise à l'échelle nationale pendant les travaux du premier cycle montre qu'il est très important de prendre en compte les caractéritiques particulières de chaque site.

Il faut se servir de l'arbre de décision présenté à la figure 7.2 pour déterminer si l'on peut utiliser des traceurs pour l'étude des poissons au cours des cycles ultérieurs de l'ESEE. Le processus décisionnel prend divers facteurs en considération : Est-il possible de capturer des poissons au site d'étude dans une zone locale où les concentrations d'effluent présentent une certaine stabilité? L'usine s'approvisionne-t-elle surtout de bois résineux? Des obstacles séparent-ils la zone de référence de la zone exposée? Quelle est la teneur en acides résiniques de l'effluent?

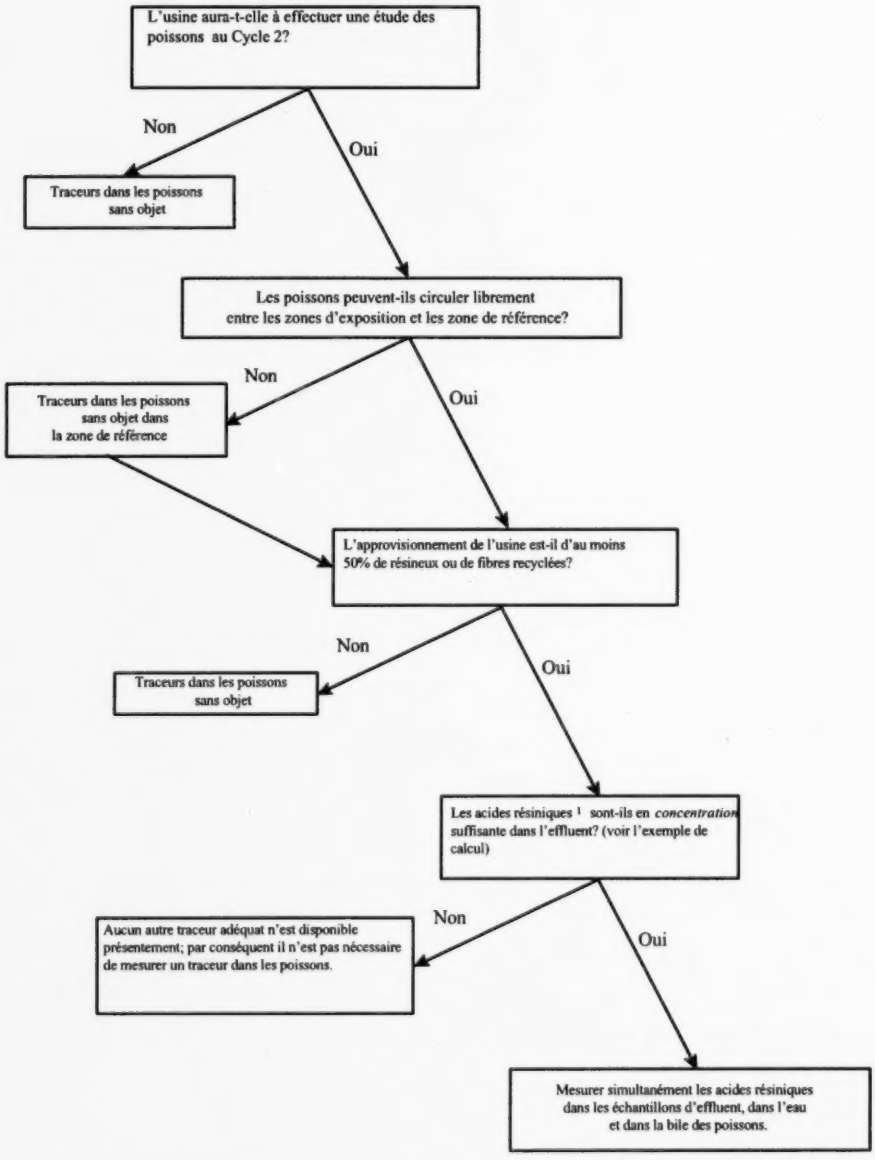
7.8.2 Choix des traceurs

Les traceurs choisis doivent être spécifiques à l'effluent en présence, être absorbés assez rapidement par les poissons et se conserver pendant plusieurs jours à plusieurs semaines sous leur forme originale ou sous une forme légèrement modifiée. Il doit exister des techniques fiables d'analyse des composés formant ces traceurs, et les concentrations des composés présents doivent varier de ng/g (ppb) à mg/g (ppm), pour éviter les marges d'erreurs élevées observées à des concentrations plus faibles.

Le choix d'un traceur chimique ou biochimique dépendra des conditions spécifiques au site et de plusieurs facteurs :

- le type de recensement effectué;
- l'espèce à l'étude;
- le type de milieu récepteur (p. ex., mer, eau douce, rivière, côtes);
- les caractéristiques de l'effluent (p. ex., procédé de l'usine et système de traitement);
- la présence de contraintes physiques ou biologiques aux déplacements;
- la présence d'autres effluents dans le milieu récepteur. Pour les eaux recevant des effluents de nombreux établissements industriels, il importe de choisir un traceur spécifique à l'effluent examiné.

Figure 7.2: Arbre de décision pour les traceurs dans les poissons



Note : D'autres traceurs peuvent être substitués s'il est démontré qu'ils sont efficaces.

Exemple de calcul visant à déterminer si l'effluent de l'usine contient des concentrations suffisantes d'acide résinique pour les utiliser comme traceurs dans les poissons.

Hypothèses :

1. Limite de détection des acides résiniques dans la bile des poissons = 0,5 µg/g
2. Limite de détection des acides résiniques dans les échantillons d'eau = 25 µg/L
3. Facteur de bioconcentration (FBC) des acides résiniques dans la bile des poissons = 1 000
4. Les poissons de la zone exposée sont capturés dans le panache de l'effluent à 1 %

Équations : Concentration dans les tissus = concentration dans l'eau X FBC
Concentration dans l'eau = concentration dans l'effluent X 0,01

Donc : Concentration dans l'effluent = concentration dans les tissus / (0,01 X FBC)
Concentration dans l'effluent = 0,5 µg/g / (0,01 X 1000)
= 0,05 µg/g
= 50 µg/L

Par conséquent, si l'effluent contient 50 µg/L d'acide résinique, il devrait y avoir des concentrations détectables d'acide résinique dans la bile des poissons. Il s'agit d'une estimation très prudente. Les limites de détection pour les acides résiniques dans la bile peuvent être de seulement 0,1 µg/g, et le FBC pour les acides résiniques dans la bile des poissons varierait de 10^4 à 10^6 (Stuthridge *et al.*, 1995).

Bien que le choix d'un traceur particulier puisse varier d'un emplacement à l'autre, des caractéristiques générales s'appliquent. Les traceurs devraient :

- ne pas se décomposer rapidement dans un environnement ou être dépurés dans les biotes;
- être détectables dans l'effluent de l'usine en concentration telle qu'il est possible de prévoir des niveaux détectables dans les milieux récepteurs, en vue de mesures dans la colonne d'eau;
- être détectables dans l'effluent de l'usine ou, autrement, dans des sédiments dont on sait qu'ils ont été antérieurement contaminés par les effluents de l'usine, en vue de mesures dans les tissus de poisson ou la bile;
- être caractéristiques de l'effluent si le rejet se fait dans un environnement qui reçoit des rejets multiples.

Dans les systèmes fluviaux simples, là où les biotes sont relativement confinés sous des contraintes physiques ou biologiques (p. ex., barrages, comportement sessile), un traceur chimique échantillonné dans la colonne d'eau aux stations d'échantillonnage, avec des échantillons correspondants d'effluents, serait probablement suffisant. Toutefois, la plupart des milieux récepteurs sont beaucoup plus complexes et il faudra appliquer une approche différente.

Dans le cas de certains procédés industriels, il se peut qu'aucun produit contenu dans l'effluent de l'usine ne s'accumule dans les tissus du poisson jusqu'à des concentrations détectables. Lorsque c'est le cas, il est seulement possible de déterminer la position relative du panache de l'effluent au moment de l'échantillonnage sur le terrain au moyen d'un traceur non dégradable mélangé dans la colonne d'eau.

Des concentrations élevées d'un traceur ayant une demi-vie biologique relativement courte pourraient indiquer que les poissons ont été exposés à l'effluent. Toutefois, on ne peut se prononcer de façon certaine sur la durée du séjour des poissons dans la zone en question, car il est probable qu'un poisson puisse traverser plusieurs gradients de concentrations. Il faudrait plusieurs semaines pour rassembler des indices comme le taux de fécondité et le diamètre des œufs. Lorsque le poisson est capturé à un site d'étude où les concentrations de traceurs sont trop faibles pour avoir une utilité, la signification de ces traceurs est grandement réduite.

Un autre problème à résoudre a trait à la signification des traceurs dont on décèle la présence dans des poissons provenant du site de référence. Comme on trouve des acides résiniques, des acides gras, des phénols et d'autres substances chimiques à l'état naturel dans les produits du bois, leur présence généralisée dans les poissons de zones de

référence n'est pas étonnante. Quant aux dioxines et aux furannes chlorés, sous-produits industriels pouvant être transportés à grande distance par voie atmosphérique, on peut s'attendre également à en trouver chez les poissons provenant de ces zones.

Les acides résiniques se sont révélés des traceurs utiles chez les poissons dans certains cas, mais on peut leur substituer d'autres traceurs dont on peut établir l'efficacité. Ils semblent être les traceurs les plus prometteurs en ce qui touche les usines de pâtes de bois résineux. Étant des sous-produits des usines utilisant des résineux et du peuplier faux-tremble, ils ne peuvent servir de traceurs dans les zones touchées par les usines qui produisent principalement de la pâte à base d'autres bois durs. L'acide déhydroabétique et l'acide abiétique étaient les deux traceurs les plus répandus qu'on a décelés d'après leur présence chez le meunier noir. Par ailleurs, des traceurs présents dans d'autres milieux (p. ex., sédiments) peuvent être utiles dans des études de surveillance propres à un site particulier. On n'a pas encore trouvé de traceur potentiel pour les zones touchées par les usines de pâtes à base de bois de feuillus; il faudra pousser les recherches à cet égard. Il faudra également trouver d'autres traceurs potentiels qui survivent à différentes formes de traitement secondaire des effluents. Les données recueillies jusqu'à présent indiquent que le traitement secondaire ou la réduction de l'emploi de chlore sous forme atomique dans le blanchiment entraînent une diminution considérable des concentrations d'acides résiniques et d'acides gras et bon nombre de chlorophénols (de plus de 80 % dans le cas des acides résiniques).

Les responsables des usines qui envisagent d'utiliser des acides résiniques comme traceurs sont encouragés à déterminer aux premiers stades de la conception de l'ESEE quels laboratoires peuvent effectuer des analyses basées sur l'utilisation de ces traceurs. Vu qu'il existe seulement un nombre limité de ces laboratoires à l'heure actuelle, la capacité d'analyse pourrait être réduite et/ou des problèmes de programmation des analyses pourraient survenir. Qui plus est, il se peut que certains laboratoires n'aient pas d'expérience de ce genre d'analyse et aient ainsi besoin de temps pour élaborer des méthodes afin d'assurer la qualité des résultats. Ces facteurs, ainsi que la disponibilité d'autres traceurs, doivent être pris en compte dans le choix final d'un traceur.

Il faut cesser d'utiliser des dioxines et des furannes comme traceurs. De plus, il faut reconnaître que les pratiques en cours dans les usines ont permis d'éliminer presque complètement le rejet de ces substances dans les effluents. Les quantités résiduelles décelées chez des poissons sont probablement attribuables au dépôt dans des sédiments à l'époque où les usines employaient les anciens procédés plutôt qu'à la qualité de l'effluent qu'elles produisent actuellement.

Les acides gras ne peuvent servir de traceurs, essentiellement parce qu'ils sont répandus dans les substrats biologiques.

Il n'a pas été possible d'évaluer en détail la possibilité d'utiliser des chlorophénols comme traceurs en raison du peu de données provenant des usines qui ont déjà effectué les travaux du premier cycle.

Lorsqu'il n'existe pas de composé dans l'effluent qui pourrait servir de traceur chez les poissons, les usines pourraient utiliser un traceur dans la colonne d'eau. Il existe un plus grand nombre de composés ou de paramètres (p. ex., la conductivité, la couleur et le sodium dissous) qui peuvent faire l'objet de mesures dans les eaux réceptrices en vue de confirmer et de quantifier la présence de l'effluent. Cette approche pourrait au moins permettre de confirmer que les poissons ont été capturés dans une zone touchée par l'effluent. Elle ne permet cependant pas de déterminer la durée d'exposition des poissons.

7.8.3 Prélèvement et analyse des échantillons

Les échantillons doivent être prélevés en conformité avec les principes d'assurance et de contrôle de la qualité énoncés au chapitre 4 et les critères de rendement pertinents présentés à l'annexe 1, s'il y a lieu.

Nombre d'espèces de poissons sont très mobiles et peuvent se déplacer entre des zones exposées et des zones de référence au cours de l'année. Par conséquent, des indicateurs spécifiques à des organismes particuliers pourraient être nécessaires pour prévoir l'exposition de différentes espèces. La sélection des espèces repose sur la disponibilité de spécimens, et des facteurs comme la faible mobilité et le long temps d'exposition à l'effluent sont importants.

Les espèces de poissons ou de mollusques doivent être faciles à capturer dans les zones d'étude et de référence. Il faut également établir le protocole d'échantillonnage, notamment en ce qui a trait au nombre de spécimens prélevé, à leur taille (âge) et à leur sexe, ainsi qu'à la période de l'année où les prélèvements sont effectués. De plus, il faut fournir de l'information sur les méthodes utilisées pour la conservation et le traitement des échantillons. Il faudrait en outre décider si les analyses porteront sur des spécimens individuels ou des ensembles d'échantillons, ou encore sur des échantillons uniques ou des échantillons répétés, et déterminer quel traitement réserver aux valeurs inhabituelles.

La partie des poissons à échantillonner pour un traceur chimique donné dépend du procédé industriel utilisé et du degré de traitement réservé à l'effluent. Ainsi, dans le cas des usines de pâtes (blanchies au chlore ou non) où l'on assure un traitement primaire, l'option privilégiée consiste à mesurer la concentration du traceur dans les tissus (p. ex., les muscles, le foie et l'hépatopancréas), étant donné que celle-ci indique fidèlement

l'exposition sur une longue période. Dans le cas des usines où l'on assure un traitement secondaire, il pourrait être nécessaire de mesurer la concentration du traceur dans la bile, car celle-ci pourrait être inférieure aux limites de détection dans les tissus comestibles.

Il faut éviter d'utiliser des échantillons composites uniques pour la mesure des concentrations de traceurs en vue d'établir une base statistique pour l'évaluation des données et la prise de décisions. Les futurs échantillonnages devraient comporter le prélèvement de multiples échantillons uniques ou de multiples ensembles d'échantillons (composites).

Il faudrait mesurer les concentrations de traceurs chez les poissons s'il existe une méthode pratique pour ce faire. Entre 10 et 20 % des poissons prélevés devraient être utilisés à cette fin. Il est à noter que les usines de pâtes qui pratiquent ou ont pratiqué le blanchiment au chlore doivent mesurer les concentrations de congénères de dioxines et de furannes chlorés dans les parties comestibles des poissons (voir la section 9.1 de l'annexe 1).

Il est recommandé de doser les acides résiniques et leurs conjugués dans la bile, car ces acides sont amplifiés de 1 000 à 100 000 fois dans ce milieu et constituent par conséquent d'excellents traceurs. Pour ce dosage, il est recommandé d'employer la technique décrite dans Morales *et al.* (1992). Les acides pimariques, sandaracopimariques, isopimariques, déhydroabiétiques et abiétiques peuvent faire l'objet d'une analyse. Il convient d'éviter le dosage des acides gras, car ce sont des contaminants répandus associés aux savons qui sont utilisés en laboratoire pour le lavage de la verrerie, sans compter que le dosage de ces acides peut produire des faux positifs.

Il faut mettre en place un programme d'AQ/CQ des résultats des mesures de traceurs dans les tissus des poissons. Les méthodes d'analyse et les mesures d'assurance et de contrôle de la qualité utilisées pour les dioxines et les furannes chlorés, les acides résiniques et gras et les phénols chlorés sont décrites au tableau 7.6. Les laboratoires devraient participer régulièrement à des tests comparatifs inter-laboratoires, en particulier pour ce qui touche les acides résiniques, les phénols chlorés et d'autres traceurs éventuels, comme c'est le cas pour les laboratoires qui effectuent des dosages de dioxines et de furannes. Pour nombre de ces substances chimiques, il n'existe pas de matériaux de référence certifiés; il faut donc produire ces matériaux en vue de les utiliser dans le cadre du processus de validation des analyses.

En ce qui concerne le contrôle de la qualité des analyses de bile, les dosages des acides résiniques et du chlorophénol exigent l'hydrolyse de la bile avant l'extraction, la dérivatisation et l'analyse. L'hydrolyse enzymatique ou acide est acceptable (Söderström *et al.*, 1994). Le laboratoire doit démontrer l'efficacité de l'hydrolyse, sinon les données

fournies pourraient être trompeuses. Une méthode suggérée consiste à fortifier les échantillons de bile avec de l'acide _-naphtyl-_-D-glucuronique ou de l'acide 6-bromo-2-naphtyl-_-D-glucuronique. Après hydrolyse, le taux de récupération du _-naphtol et(ou) du 6-bromo-2-naphtol est indiqué pour chaque échantillon. Cela permet de fournir des données de contrôle de l'efficacité de l'hydrolyse ainsi que de l'extraction et de la dérivatisation. Faute de données de ce type, la majeure partie des résultats des analyses ne sera d'aucune utilité.

Pour connaître les mesures de contrôle de la qualité des dosages d'acides résiniques et de chlorophénols dans la bile, les laboratoires devraient consulter Morales *et al.* (1992).

7.9 Utilisation de traceurs dans le benthos

Les données du premier cycle ont montré que les guaïacols et les catéchols chlorés sont les meilleurs traceurs pour ce qui est des usines de pâte kraft blanchie. Après l'instauration du traitement secondaire à une usine, il faudra peut-être réévaluer la pertinence d'un traceur particulier, car ce traitement peut réduire l'utilité de certains traceurs, en particulier les acides résiniques.

Lorsque des études du benthos sont proposées, il faudrait discuter des modalités avec les responsables régionaux de l'ESEE.

7.10 Références

Alberta Environment. 1990. Method AE 129.0 Regional Fatty Acids in Pulp Mill - Effluent and Receiving Waters.

Alberta Environment. 1991. Method AE 130.0 Chlorinated Phenotic Compounds in Bleached Kraft Mill Effluents and Receiving Water.

American Soils Association. 1982. Methods of Soil Analysis Properties. 2nd ed. American Society of Agronomy Inc., Soil Science Society of America Inc. American Society of Agronomy and Academic Press, Madison Wisconsin.

APHA. 1989. Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater. 17th ed. American Public Health Association Washington, D.C.

APHA. 1992. Standard Methods for Examination of Water and Wastewater. 18th edition, published by the American Public Health Association (APHA).

APHA. 1995. Standard Methods for Examination of Water and Wastewater. 19th edition, published by the American Public Health Association (APHA).

ASTM. 1986. Manual on Presentation of Data and Control Chart Analysis. Committee E-11 on Statistical Methods. ASTM Special Technical Publication 15D. American Society for Testing and Materials, Philadelphia.

Birkholz D.A., R.T. Coutts and S.E. Hrudey. 1988. Determination of polycyclic aromatic hydrocarbons in fish tissues. J. Chromatogr. 449:251.

British Columbia Ministry of Environment. 1991. Water Quality Branch Objectives in 1990. Victoria, BC.

Burd, B.J. 1997. British Columbia Salmon Aquaculture Review: Discussion Paper on Waste Discharges. Prepared for the Environmental Assessment Office SAO, May 1997. 181pp.

CAEAL (Canadian Association of Environmental Analytical Laboratories). 1991. Code of Practice and QA Manual for Laboratory Analysis of Sewage Treatment Effluent in Support of the MISA Program; Draft report prepared for CAEAL and the Ontario Ministry of the Environment by Zenon Environmental Laboratories.

Calvert, S. E., T.F. Pedersen, P.D. Naidu and U. von Stackelberg. 1995. On the organic carbon maximum on the continental slope of the eastern Arabian Sea. Journal of Marine Research 53: 269-296.

Conseil canadien des ministres de l'environnement (CCME). 1995. Protocole pour l'élaboration de recommandations pour la qualité des sédiments en vue de la protection de la vie aquatique. Report CCME EPC-98F. 41pp.

Carron, J.M. and Afghan, B.K. 1989. Environmental Aspects and Analysis of Phenols in the Aquatic Environment. Analysis of Trace Organics in the Aquatic Environment, CRC Press.

ELAP (Environmental Laboratory Approval Program). 1988. Environmental Laboratory Approval Program Certification Manual. New York State Department of Health.

Environment Canada. Protocol for Table 7.2. To get from R. Scroggins.

Environnement Canada. 1992a. Méthode de référence pour le dosage des polychlorodibenzo-para-dioxines (PCDD) et des polychlorodibenzofuranes (PCDF) dans les effluents des usines de pâtes et papiers. Rapport SPE 1/RM/19. 58 pp.

Environnement Canada. 1992b. Exigences internes d'assurance de la qualité pour l'analyse des dioxines dans les échantillons prélevés dans l'environnement. Rapport SPE 1/RM/23. 26 pp.

Hargarve, B.T., Duplisea, D.E., Pfieffer, E. and Wildish, D.J 1993. Seasonal changes in benthic fluexes of dissolved oxygen and ammonia associated with marine cultured Atlantic salmon. Mar. Ecol. Prog. Ser. 96: 249-257.

Hargrave B.T.,G.A.Phillips,L.I.Doucette,M.J.White,T.G. Milligan, D.J.Wildish and R.E.Cranston. 1997. Assessing benthic impacts of organic enrichment from marine aquaculture.Wat.Air Soil Pollut.(In press).

Hargrave,B.T.,G.A.Phillips,L.I.Doucette,M.J.White,T.G.Milligan,D.J.Wildish and R.E. Cranston. 1995.Biogeochemical observations to assess benthic impacts of organic enrichment from marine aquaculture in the Western Isles region of the Bay of Fundy, 1994. Can. Tech. Rep. Fish. Aquat. Sci. No. 2062. 159pp.

Holme, N.A. and A.D. McIntyre (Eds). 1984. Methods for the Study of Marine Benthos, Second Ed., Blackwell, Oxford, 387pp.

Hunt, D.T.E. and A.L. Wilson. 1986. The Chemical Analysis of Water; General Principles and Techniques, 2nd Ed. The Royal Society of Chemistry, London.

Hynning P.-A., M. Remberger and A.H. Nielson. 1989. Synthesis, gas-liquid chromatographic analysis and gas chromatographic - mass spectrometric identification of nitrovanilline, chloronitrovanillins and chloronitroguaiacols. J. Chromatogr. 467:99.

King, D.E. 1976. Quality Control and Data Evaluation Procedures. Section I. Analytical Responsibility. Special Report to Laboratory Services Branch, Ontario Ministry of the Environment.

King, D.E. 1989. Code of Practice for Environmental Laboratories Special Report to the Ontario Ministry of the Environment, ISBN 0-7729-5874-2.

Klemm, D.J., P.A. Lewis, F. Fulk and J.M. Lazorchak. 1990. Macroinvertebrate field and laboratory methods for evaluating the biological integrity of surface waters. EPA/600/4-90/030.

Lee, H.B., R.L. Hong-Yow and P.J.A. Fowlie. 1989. Chemical Derivatization Analysis of Phenols. Part VI. Determination of Chlorinated Phenolics in Pulp and Paper Effluents. J.A.O.A.C. 72(6), 979-984.

Macdonald, R.W., R.M Macdonald, M.C. O'Brien and C. Gobeil. 1991. Accumulation of heavy metals (PB, Zn, Cu, Cd), carbon and nitrogen in sediment from Strait of Georgia, B.C. Canada. Marine Chemistry 34:109-135.

Morales, A., D.A. Birkholz, and S.E. Hrudey. 1992. Analysis of pulp mill effluent contaminants in water, sediment, and fish bile - fatty and resin acids. Water Environment Research. 64:660-668.

Nagpal, N.K. and Pommen, L.W. 1993. Approved and Working Criteria for Water Quality - 1993. Rep US Ministry of Lands, Parks and Envir., November 1993. 44pp.

NCASI (National Council of the Paper Industry for Air and Stream Improvement Inc.). 1986. Procedures for the Analysis of Resin and Fatty Acids in Pulp Mill Effluents. Technical Bulletin No. 501, Washington.

NLET (National Laboratory for Environmental Testing) 1994a. Manual of Analytical Methods, Vol.1. Major Ions and Nutrients. NLET, NWRI, Environment Canada, Burlington, Ontario.

NLET (National Laboratory for Environmental Testing) 1994b. Manual of Analytical Methods, Vol.2. Trace Metals. NLET, NWRI, Environment Canada, Burlington, Ontario.

NLET (National Laboratory for Environmental Testing) 1996. Manual of Analytical Methods, Vol.3. Trace Organics. NLET, NWRI, Environment Canada, Burlington, Ontario.

OMOE. 1988. Estimation of Analytical Detection Limits (MDL) Report by the Ontario Ministry of the Environment ISBN-0-7729-4117-3.

OMOE. 1989. The Determination of Resin And Fatty Acids in Effluents and Water by GLC-FID. PWRFA-E3166A, Laboratory Services Branch, Rexdale, Ontario.

Poole, N.J., D.J.Wildish and D.D. Kristmanson. 1978. The effects of the pulp and paper industry on the aquatic environment. CRC Crit.Rev. Environ.Control 8:153-195.

Söderström, M., C.A. Wachmeister and L. Förlin. 1994. Analysis of chlorophenolics from bleach kraft mill effluents (BKME) in bile of perch (Perca fluviatilis) from the Baltic Sea and development of an analytical procedure also measuring chlorocatechols. Chemosphere. 28:1701-1719.

Striplin Environmental Consultants Inc. 1996. Development of reference value ranges for benthic infauna assessment endpoints in Puget Sound. Report to Wash.Dept. Ecology, Sediment Management Unit, Jan30, 1996.

Sundby, B. 1974. Distribution and transport of suspended particulate matter in the Gulf of St. Lawrence. Can. J. Earth Sci. 11: 1517-1533.

Taylor, J.K. 1987. Quality Assurance of Chemical Measurements. Lewis Publishers Inc., Chelsea, Michigan.

Tetra Tech Inc. 1986. Recommended protocols for measuring conventional sediment variables in Puget Sound. Prepared for the U.S. EPA Region 10. Final Report TC-3991-04 (March 1986).

Tetra Tech, Inc. 1987. Tetra Tech, Inc. 1987. Recommended Protocols for Sampling and Analyzing Subtidal Benthic Macroinvertebrate Assemblages in Puget Sound. A Report prepared for U.S. EPA, Region 10, Seattle. Final Report TC-3991-04.

Tracer Expert Working Group. 1997. Tracer Expert Working Group Report. Prepared for the EEM Technical Management Committee. EEM/1997/2.

U.S. EPA. 1984. Definition and Procedure for the Determination of the Method Detection Limit - Revision 1.11; Appendix B to Part 136. Federal Register Vol. 49, No. 209, Oct. 26,1984, Part VI, 40 CFR Part 136.

U.S. EPA. 1986. Test Methods for Evaluating Solid Waste. Physical/Chemical Methods. Publication No. SW-846, 3rd Edition. Washington, D.C. pp 9060 1-4.

U.S. EPA. 1988. User's Guide to the Contract Laboratory Program. CLP Sample Management Office.

U.S. EPA. 1990a. Method 1613: Tetra through Octa-chlorinated Dioxins and Furans by Isotope Dilution HREC/HRMS.

U.S. EPA. 1990b. Analytical Procedures and Quality Assurance Plan for Determination of PCBP/PCDP in fish EPA/600/3-90/022.

U.S. EPA. 1990c. Proposed Glossary of Quality Assurance Related Terms. QAMS RD-680. Draft report.

U.S. EPA 1991. Method 1653: Chlorinated Phenols in Wastewater by in situ Acetylation and GC/MC.

Voss, R.H. and A. Rapsomatiotis. 1985. An improved solvent extraction based procedure for the gas chromatographic analysis of resin and fatty acids in pulp mill effluents. J. Chromatogr. 346: 205-217.

Walton, A. 1978. Methods for Sampling and Analysis of Marine Sediments and Dredged Materials. Ocean Dumping Report 1, Department of Fisheries and Environment, Ottawa.

Wildish,D.J.,J.L.Martin, R.W.Trites and A.M.Saulnier 1990.A proposal for environmental research and monitoring of organic pollution caused by salmonid mariculture in the Bay of Fundy.Can.Tech.Rep. Fish.Aquat. Sc. No.1724,24 pp.

8 Essais de toxicité sublétale des effluents de procédé

8.1 Contexte

Les règlements fédéraux ou provinciaux concernant les usines de pâtes et papiers prescrivent depuis quelques années l'exécution d'essais de toxicité comportant une ou plusieurs analyses de la toxicité aiguë. Les effluents des usines qui se conforment aux prescriptions de non-létalité de la réglementation devraient pas générer d'effets toxiques aigus dans les eaux réceptrices. Dès lors, les exigences quant à l'étude de suivi des effets sur l'environnement (ESEE) du *Règlement sur les effluents des fabriques de pâtes et papiers* de 1992 visent principalement à déterminer si les populations de poissons, l'habitat des poissons et l'utilisation des ressources halieutiques sont protéger aux lieux de rejet d'effluents. L'ESEE prévoit, entre autres, la mesure des effets sublétaux potentiels au moyen d'essais de toxicité, qui visent trois objectifs spécifiques : 1) contribuer au programme d'évaluation sur le terrain selon l'approche du « poids de la preuves », 2) comparer la qualité des effluents de procédé selon le type d'usine et mesurer les différences à cet égard attribuables à des changements apportés au traitement des effluents et aux procédés, et 3) aider à mieux comprendre la contribution relative de l'usine en présence de rejets multiples. Des renseignements supplémentaires sont fournis dans le rapport du groupe d'experts sur les essais de toxicité en laboratoire (Environnement Canada, 1997a).

Les essais de toxicité sublétale prescrits pour les cycles subséquents sont décrits au tableau 8.1.

Tableau 8.1 Méthodes d'essais de toxicité sublétale d'effluents d'usines de pâtes et papiers - Environnement Canada, 1997b)

Description de l'essai	Milieu récepteur	Espèce utilisée	Méthode(s) acceptable(s)
Premiers stades de développement des poissons	Marin/estuarien	*Menidia beryllina* ou *Atherinops fafinis*	U.S. EPA, 1994a ou U.S. EPA, 1995
	Eau douce	Méné tête-de-boule (*Pimephales pomelas*) ou salmonidé spp.*	Environnement Canada, 1992b ou Environnement Canada, 1997c
Reproduction des invertébrés	Marin/estuarien	Échinidés (oursin de mer ou oursin plat)	Environnement Canada, 1992d
	Eau douce	*Ceriodaphnia dubia*	Environnement Canada, 1992a
Toxicité pour les plantes	Marin/estuarien	*Champia parvula*	U.S. EPA, 1994a
	Eau douce	*Selenastrum capricornutum*	Environnement Canada, 1992c

*Pour les milieux récepteurs canadiens situés à l'ouest des Rocheuses, où le méné tête-de-boule n'est pas une espèce indigène, une espèce de salmonidé sera utilisée selon Environnement Canada, 1997c.

8.2 Tabulation des paramètres d'effet et validation des résultats des essais

La moyenne géométrique de toutes les CI_{25} (MG-CI_{25}) pour une espèce donnée doit être calculée pour chaque cycle. Les résultats peuvent servir à assurer le suivi de l'évolution de la qualité des effluents d'un cycle à l'autre et peuvent aussi contribuer à établir des preuves. En outre, les MG-CI_{25} peuvent aider à mieux comprendre la contribution relative des usines en présence de points de rejet multiples.

8.2.1 Validation des résultats

Les équipes chargées de prélever les échantillons sur le terrain et celles chargées d'effectuer les essais de toxicité en laboratoire doivent respecter les procédures d'assurance de la qualité et du contrôle de la qualité (AQ/CQ) exposées au chapitre 4 du présent document, ainsi que dans les documents décrivant les méthodes d'essai de toxicité requises. Ces mesures optimisent l'exactitude et la précision dans les limites de la méthode d'essai et de la variabilité biologique naturelle.

Par conséquent, une première étape dans l'interprétation des données sur la toxicité dans une ESEE devrait consister à résoudre les problèmes liés à l'AQ/CQ. Compte tenu des problèmes d'assurance de la qualité décelés pendant l'examen des données du premier cycle, le Groupe d'experts a recommandé l'adoption des pratiques d'AQ/CQ suivantes: (ses recommandations ont été intégrées à l'annexe 1 sous forme d'exigences (Environnement Canada, 1997a, 1997b)).

- Lorsque les essais de toxicité sublétale ne respectent pas les critères de validité des méthodes, il faut les répéter en utilisant un nouvel échantillon.
- Il faut satisfaire aux exigences relatives à l'âge limite des échantillons d'effluent ou au rééchantillonnage (c.-à-d. que les essais doivent être effectués dans les trois jours suivant le prélèvement des échantillons).
- Il faut respecter les exigences minimales en matière de rapports liées aux méthodes d'essai (voir l'exemple du tableau 8.2).
- Les résultats doivent être communiqués dans les 90 jours suivant la réalisation des essais à des fins d'assurance de la qualité.
- La présentation de valeurs « inférieures à » un seuil donné en tant que paramètres d'effet n'est plus acceptable.
- Tous les paramètres d'effet des essais doivent être situés entre deux valeurs d'au moins une concentration d'essai.
- Il faut effectuer un essai avec un toxique de référence dans les 30 jours suivant ou précédent un essai avec effluent.
- Les essais avec toxique de référence doivent être effectués dans les mêmes conditions expérimentales que les essais avec effluent.

Ces modifications apportées aux exigences concernant l'AQ/CQ ont pour but de s'assurer que les laboratoires d'essai privés produisent des données sur la toxicité de grande qualité durant le deuxième cycle. De même, les données pourraient être considérées comme non valides si au moins une des conditions essentielles de la méthode d'essai ne sont pas respectées (p. ex., non-respect des critères de santé des organismes, manipulations inappropriées de l'échantillon, absence d'un suivi minimal en cours d'essai, emploi de statistiques incorrectes pour le calcul des paramètres d'effet, etc.).

Les données sur la toxicité fournies dans le cadre du programme d'ESEE visant l'industrie

des pâtes et papiers doivent être accompagnées d'une description du matériel, des méthodes et des calculs utilisés pour chaque essai. Les exigences minimales en matière de rapports sont énoncées en détail dans la section 8 ou 9 des documents d'Environnement Canada exposant les méthodes d'essai. Le tableau 8.2 présente un exemple de ces exigences pour l'essai de toxicité avec *Ceriodaphnia dubia*. Par ailleurs, on a établi des listes pour le contrôle de la validité des résultats des essais pour chacune des huit options d'essai; ces listes seront diffusées à toutes les usines ainsi qu'aux agents régionaux d'autorisation de l'ESEE. Les exigences minimales en matière de rapports liées aux méthodes de l'EPA des États-Unis (1994a et 1995) ont été adoptées aux fins des cycles ultérieurs de l'ESEE. En général, ces exigences concordent avec celles d'Environnement Canada.

Les laboratoires dont les usines de pâtes et papiers retiennent les services pour l'exécution des essais de toxicité sublétale devraient être agréés par le Conseil canadien des normes, le biais de la Canadian Association for Environmental Analytical Laboratories (CAEAL), par le ministère de l'Environnement et de la Faune (MEF) du Québec ou d'une organisation offrant un niveau équivalent d'accréditation. Ces organisations adhèrent aux normes de l'Organisation internationale de normalisation (ISO) ayant trait au système qualité et aux pratiques des laboratoires. Quoique ce niveau d'assurance de qualité externe n'ait pas été assuré au premier cycle, il devrait présider au choix des laboratoires d'essai.

Tableau 8.2 Exigences minimales en matière de rapports pour l'essai de toxicité sublétale avec *Ceriodaphnia dubia*

Effluent
Type d'effluent (ex: effluent total, effluent final, etc.)
Renseignements sur l'étiquetage et le codage de l'échantillon
Température de l'échantillon à son arrivée au laboratoire
Date de prélèvement et date/heure de réception de l'échantillon au laboratoire
Date du début de l'essai

Organisme soumis à l'essai
Espèce
Source
Âge au début de l'essai
Tout aspect, comportement ou traitement inhabituel des organismes, avant leur utilisation dans l'essai

Critères de santé
➢% moyen de mortalité dans les élevages individuels pendant les 7 j. précédant l'essai
➢Nombre moyen de jeunes vivants qui ont été produits par adulte dans les élevages individuels au cours des 7 j. précédant l'essai
➢Nombre de jeunes produits par chaque génitrice dans la dernière couvée complète avant leur utilisation dans l'essai
➢Éphippies dans l'élevage

Installations et conditions de l'essai
Méthode d'essai
Dates ou jours de l'utilisation des sous-échantillons ou des échantillons multiples lors de l'essai
Date de la fin de l'essai
Description des récipients d'essai (taille, forme, type de matériau)
Personne ayant mené l'essai
Débit de pré-aération des solutions, si requise, avant l'addition des organismes dans le récipient d'essai
Durée de pré-aération
Débit/durée d'aération, s'il y a lieu, pendant l'exposition des organismes
Procédure, s'il y a lieu, d'ajustement du pH de l'échantillon
Procédure, s'il y a lieu, de filtration de l'échantillon ou d'ajustement de la dureté
Type(s) et source(s) de l'eau utilisée comme eau de contrôle/dilution
Type et quantité de tout produit chimique ajouté à l'eau de contrôle/dilution
Nombre et concentration des solutions d'essai
Volume et profondeur de solution à l'intérieur de chaque récipient d'essai
Nombre de répétitions par concentration
Nombre d'organismes
O.D. et pH de l'échantillon juste avant son utilisation en préparation d'un essai
Température, O.D. et pH des solutions d'essai et contrôle
Toute anomalie dans le déroulement de l'essai, toute modification apportée à la méthode, tout

problème observé et toute mesure corrective prise

Résultats

% moyen de mortalité de la première génération de daphnies dans chaque solution d'essai (incluant le contrôle) à chaque période d'observation et à la fin de l'essai

Nombre moyen de néonates par première génération de daphnies dans chaque solution d'essai (incluant le contrôle), selon les données recueillies pendant chaque période d'observation et à la fin de l'essai

CL_{50} (et limites de confiance à 95%) pour la survie; statistique quantique utilisée

CI_{25} (et limites de confiance à 95%) pour la reproduction; statistique quantitative utilisée

Résultats et durée d'essais avec toxiques de référence

Un essai avec toxique de référence sur l'effluent a-t-il été effectué dans les 30 j. suivant ou précédent la conduite d'un essai avec *Ceriodaphnia* ?

A-t-il effectué selon les mêmes conditions expérimentales?

Paramètres d'effet de l'essai entourés par au moins 1 conc. d'essai (excepté pour « > 100 % »)?

Rapport soumis dans les 90 j. suivant la fin de l'essai?

8.2.2 Tabulation des mesures terminales

Les résultats valides des essais de toxicité sublétale devraient être disponibles pour les trois espèces (plante, invertébré et poisson) et pour chaque rapport d'essai de toxicité sublétale à présenter. Les estimations de la toxicité doivent être extraites de chaque rapport d'essai sous forme de CI_{25} (ou de CE_{25} pour l'essai avec l'embryon de salmonidé). Si l'effluent ne cause pas 25 % d'inhibition sublétale, la CI_{25} ne peut être calculée et le résultat est rapporté sous la forme > 100 %. Dans le cas des essais de toxicité sublétale sur des échantillons prélevés en milieu estuarien/marin, la concentration d'essai maximale s'élèvera à 67 % de celle dans l'effluent à cause de l'addition de saumure hypersalée. Dès lors, une CI_{25} > 67 % serait rapportée pour les essais qui révèlent peu ou pas d'effet à la concentration maximale. Pour les besoins des calculs effectués à l'étape 3 dans un tel cas, la CI_{25} ou le CE_{25} devraient être égales à 100 % ou à 67 % respectivement pour les essais en eaux douces et en milieu estuarien/marin.[1].

À certaines concentrations, la mortalité peut aussi empêcher le calcul de la CI_{25}/CE_{25}. Par exemple, il pourrait ne pas y avoir d'effets mesurés (mortalité, croissance ou reproduction) pour une concentration de 32 %, mais une mortalité appréciable à 56 %. Il serait alors impossible d'obtenir une bonne estimation de l'inhibition de la croissance ou de la reproduction pour une concentration de 56 % et il serait, par conséquent, impossible de déterminer la CI_{25}/CE_{25}. Dans un tel cas, il faut supposer qu'elle est égale à la plus grande concentration, soit 56 % dans le cas présent.

Il devrait y avoir des CI_{25} pour chacune des trois espèces soumises à l'essai (CE_{25} pour l'essai avec embryons de salmonidés). On résume l'information en calculant la moyenne géométrique pour chaque groupe de CI_{25}[2]. Ainsi, l'essai avec l'effluent d'une usine en six occasions produisant des CI_{25} de 10, 15, 17, 23, 25 et 30 % donnerait une moyenne géométrique de 18,8 %.

---

[1] Bien que cette façon de faire puisse sembler biaisée et défavoriser l'industrie visée par l'évaluation, ce n'est pas le cas. Le fait d'assigner une valeur de 100 % (ou 67 %) signifiera presque toujours que cette CI_{25} (ou CE_{25}) hypothétique est plus proche des autres CI_{25} (ou CE_{25}) mesurées, ce qui réduit l'écart-type.

[2] On peut calculer la moyenne géométrique de n nombres en multipliant ces n mombres entre eux et en extrayant la racine nième du résultat final de ces multiplications. Dans le deuxième cycle de l'ESEE, ce sera généralement la racine sixième du produit des six CI_{25} (ou CE_{25}) obtenues. On peut aussi additionner les logarithmes de n (ou CE_{25}) obtenues et diviser par n. L'antilog du résultat est la moyenne géométrique.

8.3 Interprétation des données par rapport aux objectifs de l'essai de toxicité

8.3.1 Changements de la qualité de l'effluent

On peut comparer la moyenne géométrique de la CI_{25} (MG-CI_{25}) pour chaque espèce d'un cycle à l'autre afin de déterminer l'évolution de la qualité de l'effluent dans le temps à chaque usine, d'une usine à l'autre ou selon le type d'usine. Les modifications apportées aux procédés ou au traitement des effluents devraient entraîner des améliorations.

8.3.2 Interprétation en situation de rejets multiples

La comparaison des données sur la toxicité de l'effluent d'une usine avec les données sur la toxicité sublétale d'effluents d'autres établissements industriels ou municipaux voisins peut aider à comprendre la contribution relative de l'impact potentiel de chaque effluent sur l'environnement. Lorsqu'elles sont disponibles, les données sur la toxicité, le débit et la dispersion des autres effluents permettent de mieux comprendre le chevauchement des divers champs d'effluent ou les relations entre ceux-ci. Une autre méthode de comparaison de la charge relative (contribution à la toxicité) de chaque source en présence consiste à calculer le facteur de rejet toxique [(100/MG- CI_{25}) x débit]). Toutefois, ce calcul ne se rapporte pas au milieu récepteur étant donné que la dispersion et la dilution de l'effluent n'ont pas été prises en compte.

8.3.3 Contribution à l'approche du « poids de la preuve »

La démarche recommandée a été modifiée en fonction de procédures de l'EPA des États-Unis (1991). Pour établir un lien entre les résultats de l'essai de toxicité sublétale et le milieu récepteur, il faut considérer la MG-CI_{25} propre à chaque espèce par rapport à la dilution possible dans ce milieu. Comme il est exigé dans l'annexe 1 que chaque ESEE détermine l'étendue du panache jusqu'à l'isoplèthe de 1 % de l'effluent, on peut estimer l'étendue de la zone d'effets potentiels pour chaque usine en divisant la distance jusqu'à l'isoplèthe de 1 % par la moyenne géométrique de la CI_{25} (tableau 8.3). Cette zone d'effets potentiels peut être assimilée à la partie du panache où les concentrations dépassent la moyenne géométrique des CI_{25}. Les résultats de la comparaison peuvent être communiqués sous la forme d'un simple énoncé établissant le lien entre les concentrations dans le panache et la moyenne géométrique des CI_{25}. Par conséquent, cette zone d'effets potentiels indique la distance maximale à laquelle un effet donné peut se manifester chez une espèce donnée.

Une zone d'effets potentiels peut donner une indication approximative de l'étendue de l'inhibition à 25% reliée à l'effluent dans l'environnement. Si, par exemple, la MG-CI_{25} d'une usine s'élève à 1 % v/v selon un essai donné, ce résultat correspondrait à l'étendue du panache jusqu'à l'isoplèthe de 1 %. En supposant que la concentration de l'effluent de l'usine diminue en fonction de la distance par rapport au point de rejet, l'étendue de l'inhibition à 25% sera de 1/50 du panache de 1 % si la MG-CI_{25} d'un effluent d'usine est de 50 % v/v. Les CI_{25} propres aux poissons, aux invertébrés et aux plantes ne seront sans doute pas les mêmes, étant donné que la sensibilité varie d'une espèce à l'autre et compte tenu des différents paramètres d'effet des méthodes d'essai.

Le tableau 8.3 montre comment l'étendue de la zone d'effets sublétaux potentiels pourrait être réduite puisque la toxicité sublétale a diminué en installant un système de traitement secondaire entre le premier et le deuxième cycles.

Tableau 8.3 Exemple hypothétique d'estimations de l'étendue d'une zone d'effets potentiels (zone à 1% de 1 500 m)

Espèce	**MG-CI_{25} (cycle 1)**	**MG-CI_{25} (cycle 2)**	**Zone potentielle d'effets sublétaux**	
			Cycle 1	*Cycle 2*
Selenastrum sp.	18 %	36 %	83 m	42 m
Ceriodaphnia sp.	6 %	12 %	250 m	125 m
Méné tête-de-boule	90 %	> 100 %	17 m	< 15 m

8.3.4 Considérations pour l'intégration des résultats des essais de toxicité

Il faudrait tenir compte de certains éléments lorsqu'on se sert des données de toxicité pour estimer une zone potentielle d'effets.

(1) *Résultats des essais en laboratoire.* Les essais en laboratoire permettent d'estimer la toxicité pour chaque espèce étudiée dans des conditions étroitement contrôlées. Ces conditions ne reflètent pas exactement les conditions observées au site à l'étude.

(2) Différences selon les espèces. Il faut prendre en considération les différences dans la sensibilité des espèces à l'effluent des usines de pâtes et papiers quand on extrapole les résultats des essais de toxicité sublétale en laboratoire aux effets sur le biote indigène.

(3) *Toxicité ambiante (« bruite de fond ».* La description ci-dessus suppose que l'eau en amont de l'effluent ne contribue pas à la toxicité observée. Cette supposition serait erronée si des panaches se superposaient.

(4) *Types d'eaux réceptrices.* Le pH, la dureté, le COD et d'autres facteurs modifiant les conditions du milieu peuvent faire que la toxicité d'un effluent est plus grande ou plus petite que celle observée avec l'eau d'un laboratoire.

(5) *Incertitudes quant au panache.* Les calculs de dilution peuvent être difficiles à effectuer ou ne pas être précis et la position de la zone de mélange peut être changeante. Lorsque cette incertitude existe, l'estimation de l'étendue d'une zone d'effets potentiels comporte une incertitude équivalente.

8.4 Références

Environnement Canada. 1992a. Méthode d'essai biologique : essai de reproduction et de survie sur le cladocère *Ceriodaphnia dubia*. Environnement Canada, Ottawa, Ontario. Rapport SPE 1/RM/21.

Environnement Canada. 1992b. Méthode d'essai biologique : essai de croissance et de survie sur des larves de tête-de-boule. Environnement Canada, Ottawa, Ontario. Rapport SPE 1/RM/22.

Environnement Canada. 1992c. Méthode d'essai biologique : essai d'inhibition de la croissance de l'algue d'eau douce *Sclenastrum capricornutum*. Environment Canada, Ottawa, Ontario. Rapport SPE 1/RM/25.

Environnement Canada. 1992d. Méthode d'essai biologique : essai sur la fécondation chez les échinides (oursins verts et oursins plats). Environnement Canada, Ottawa, Ontario. Rapport SPE 1/RM/27.

Environment Canada. 1997a. Report of the Expert Working Group on Laboratory Toxicology, EEM Technical Management Committee. EEM/1997/7.

Environnement Canada. 1997b. Exigences en matière de suivi des effets sur l'environnement aquatique par les fabriques de pâtes et papiers. Annexe 1 au ESEE/1997/1.

Environnement Canada. 1997c. Essais de toxicité sur des salmonidés aux premiers stades de leur cycle biologique (truite arc-en-ciel, saumon coho ou saumon de l'Atlantique), Deuxième édition. Environnement Canada, Ottawa, Ontario. Rapport SPE 1/RM/28.

U.S. EPA (United States Environmental Protection Agency). 1991. Technical support document for water quality-based toxics control. Environmental Protection Agency, Office of Water, Washington, D.C. EPA/505/2-90-001.

U.S. EPA (United States Environmental Protection Agency). 1994a. Short-term methods for estimating the chronic toxicity of effluents and receiving waters to marine and freshwater organisms. (Second edition). Environmental Monitoring Systems Laboratory, Cincinnati, Ohio. EPA/ 600/4-91-003.

U.S. EPA (United States Environmental Protection Agency). 1995. Short-term methods for estimating the chronic toxicity of effluent and receiving waters to west coast marine and estuarine organisms, First edition. U.S. Environmental Protection Agency, Cincinnati, Ohio.

9 Plan recommandé pour les rapports d'interprétation

9.1 Introduction

Ce plan a été développé en vue d'aider les fabriques à produire leurs rapports d'interprétation. Ce plan permet de promouvoir une présentation uniforme des résultats à l'échelle nationale. Il est fondé sur l'Annexe 1 portant sur le suivi des effets sur l'environnement aquatique par les fabriques de pâtes et papiers (Environnement Canada, 1997) en ce qui concerne les exigences en matière de conception et de rapport à présenter. Il constitue également la base de l'information requise pour le chiffrier du système de rapport électronique (SRE).

9.2 Renseignements exigés

9.2.1 Description de l'emplacement et mise à jour des données sur la fabrique

Afin de permettre d'évaluer objectivement les études ESEE, il est essentiel de fournir pour chacune d'entre elles un résumé de l'étude incluant l'historique de la fabrique et de ses opérations, les aspects écologiques, et le plan d'étude. Il est particulièrement important d'indiquer toute modification ou variante apportée au plan d'étude comme, par exemple, des changements survenus entre l'autorisation de l'étude et le début des activités sur le terrain. Les renseignements exigés pour cette section se classent parmi les trois catégories suivantes. Des informations supplémentaires peuvent être requises selon les particularités du site.

Résumé de l'historique de la fabrique et de ses opérations

comprend:

- les changements importants apportés aux installations mêmes de la fabrique (p. ex., modification des procédés, nouveau procédé de traitement des effluents, nouvelles opérations)
- la fabrique est-elle conformée au Règlement sur les effluents des fabriques de pâtes et papiers durant l'étude ESEE? Oui ou non (fournir l'information pertinentes sur le bilan de conformité durant la période d'étude de suivi des effets)

Résumé de la zone d'étude-aspects écologiques

comprend:

- les changements écologiques survenus dans la zone d'étude depuis que le rapport pré-conception a été soumis (p. ex., nouveaux facteurs confondants)
- les évènements particuliers importants qui ont pu survenir (p. ex., inondations, déversements, etc.)
- tout autre facteur (anthropogénique) qui a pu influer sur la zone d'étude
- tout renseignement nouveau qui n'était pas disponible dans le rapport pré-conception.

Résumé du plan de l'étude

comprend:

- la description et la justification des changements apportés au plan initial

9.2.2 Étude ESEE

Le but de la présente section est d'assurer qu'on rendra compte de tous les renseignements pertinents liés aux méthodes de terrain et en laboratoire.

Les renseignements exigés dans cette section sont communs à toutes les exigences de suivi (étude de la communauté d'invertébrés, étude des poissons, essais toxicologiques, analyses des tissus et évaluation de l'altération) et devraient être fournis pour chacun des éléments. Pour les détails concernant la présentation des exigences de chacun des éléments de suivi, veuillez vous référer à l'Annexe 1 (Environnement Canada, 1997) et du présent Guide technique.

Il est possible de rapporter l'information en la classant parmi les catégories suivantes (les autres renseignements spécifiques jugés essentiels, en plus du résumé, sont ausssi énumérés ci-après):

Emplacement

Inclure toute information concernant les sites de la fabrique, la zone d'étude et la zone de référence.

- des cartes détaillées illustrant l'emplacement des stations (incluses dans le plan d'étude)
- les coordonnées de toutes les stations (latitude et longitude, plan de référence, numéro de la station, etc.)
- une justification du choix des zones de référence et d'étude
- des photographies des zones d'études et de référence

Méthodes

Inclure l'information sur les méthodes et techniques ayant servi à l'étude.

- les problèmes ayant pu survenir et les solutions apportées
- une justification des variantes apportées aux méthodes précisées dans le plan d'étude initial pour satisfaire aux exigences des études ESEE

Données

Inclure toutes les données brutes, tous les tableaux et toutes les annexes.

- les données classées par niveau taxonomique (p. ex., l'ordre, la famille, le genre, l'espèce)
- les données présentées sous forme de tableau (copie papier)
- les données brutes incluses sous forme d'annexes et sous forme électronique
- les données d'assurance et de contrôle de la qualité (AC/CQ) et l'évaluation (p. ex., les matières de référence standardisées, les échantillons témoins, les graphiques d'étalonnage)

Statistiques

Inclure les méthodes, les références, les hypothèses et les justifications.

- les méthodes ayant servi à l'analyse statistique, incluant les transformations, les hypothèses et les valeurs aberrantes
- l'information sur tout tri des données
- un examen indépendant des hypothèses, des démarches et des interprétations

- une évaluation de la variabilité, de l'analyse de puissance, de la résolution, du degré de confiance et de la capacité de déceler un changement donné.

Résultats

Inclure les graphiques, les tableaux ou les figures sommaires de données et un résumé de l'analyse statistique.

- tous les graphiques , inclure l'interprétation des figures
- tous les facteurs influant sur l'évaluation
- un résumé des statistiques
- une comparaison entre les habitats des zones de référence et d'étude
- l'effet des valeurs aberrantes ou des valeurs extrêmes sur les résultats, le cas échéant

Discussion

Traiter des similarités et des différences observées entre les zones de référence et d'étude; établir une comparaison entre les résultats actuels et ceux obtenus lors d'études menées précédemment dans la même zone ou des études documentées au sujet d'autres fabriques; traiter des répercussions des résultats de l'étude sur les prochains cycles de suivi; enfin, déterminer les problèmes survenus durant le cycle de suivi.

- pour l'étude des poissons et celle de la communauté d'invertébrés, préciser le type de traceur chimique ou biochimique utilisé et la méthode employée et expliquer ces choix
- indiquer si une différence est évidente entre les zones de référence et d'exposition
- évaluer les résultats
- traiter des conséquences qu'auront les résultats sur les cycles suivants, et ce, en général et de façon précise relativement à un emplacement donné
- identifier les problèmes survenus et les solutions ou démarches possibles pour les prochains cycles, propres à un emplacement donné
- traiter de toutes les répercussions des facteurs influant sur l'évaluation, l'analyse de puissance, la résolution, la détection des tendances ainsi que des conséquences possibles des résultats actuels sur les besoins futurs en matière d'échantillonnage
- commenter la validité des zones de référence choisies
- commenter la validité et la pertinence des méthodes employées
- résumer dans quelle mesure on a respecté les objectifs fixés relativement à la qualité des données et aux procédures opérationnelles standardisées et identifier tout problème survenu en matière d'AQ/CQ

Conclusions

Dans cette section du rapport, il faudrait présenter une évaluation globale des résultats et des discussions. Il faudrait éviter de formuler une conclusion du genre «cause à effet» ou «aucun effet observé», mais plutôt inclure des suggestions de modifications à apporter au programme ESEE afin de le rendre plus utile. L'information contenue dans cette section devrait contribuer à l'élaboration du programme des cycles suivants.

9.3 Références

Environnement Canada. 1997. Pulp and Paper Aquatic Environmental Effects Monitoring Requirements. Annex 1 to EEM/1997/1

10 Gestion de l'information

Les données recueillies dans le cadre du programme de l'ESEE doivent être saisies au moyen du Système du rapport électronique (SRE) qui a été mis à la disposition des usines de pâtes et papiers. Ce logiciel assure la saisie des données sur support électronique dans un format uniforme en vue de leur transfert dans la base de données nationale de l'ESEE. L'information amassée au cours de l'ESEE comprend des données physico-chimiques, toxicologiques et biologiques, des données de base des usines et d'autres données propres aux sites qui ont été recueillies au cours de cycles couvrant plusieurs périodes d'échantillonnage.

Le SRE consiste en des feuilles de calcul Excel, qu'on peut se procurer au site Web de l'ESEE d'Environnement Canada (http://www.ec.gc.ca/eem/english/default.htm) ou obtenir sur disquettes en s'adressant au bureau national de l'ESEE (tél. : 819-997-1535, télécopieur : 819-953-0461, courrier électr. : eem@ec.gc.ca).

La base de données nationale de l'ESEE contient les données recueillies au cours des études d'ESEE menées au Canada. Sa première fonction consiste à aider de différentes façons Environnement Canada et d'autres intervenants à évaluer l'efficacité de la réglementation visant le secteur des pâtes et papiers, en favorisant :

- la vérification des tendances historiques en vue de déterminer si les effets sur l'environnement augmentent, diminuent ou demeurent inchangés, et ainsi de mieux prévoir les effets futurs;
- la comparaison des effets entre sites semblables à l'échelle nationale;
- la détermination des caractéristiques communes et des différences importantes;
- l'établissement de liens avec d'autres sources de données.

Par ailleurs, l'accès à la base nationale par Internet permettra à tous les intéressés, à savoir tous les paliers de gouvernement, l'industrie, la communauté scientifique et le grand public, d'accéder facilement aux données de l'ESEE.

Même si les responsables gouvernementaux entendent procéder dans une certaine mesure à une validation technique des données avant que celles-ci soient versées dans la base nationale, les dirigeants des usines de pâtes et papiers, qui produisent ces données, en portent l'entière responsabilité. Cela est particulièrement important, car les feuilles de calcul n'intègrent pas de fonction de validation automatique des données. Il faut respecter la marche à suivre exposée ci-dessous pour satisfaire aux exigences concernant les rapports électroniques de données de l'ESEE des usines de pâtes et papiers :

1. Les représentants (et les consultants) des usines de pâtes et papiers doivent visiter le site Web de l'ESEE ou s'adresser au bureau national de l'ESEE pour se procurer la version courante du SRE (les exigences pourraient changer en fonction des modifications éventuelles apportées aux approches de surveillance recommandées) et les instructions détaillées sur la façon d'utiliser les feuilles de calcul.
2. Une fois remplies, les feuilles de calcul doivent être fournies aux agents régionaux d'autorisation (ARA) conformément aux échéances indiquées à l'annexe 1. Il convient de noter que les données toxicologiques sont désormais présentées deux fois l'an (elles doivent être fournies aux ARA dans les 90 jours suivant les essais). Toutes les autres données de surveillance doivent être fournies à la fin du cycle.
3. Une fois que les données sont acceptées par les ARA, les feuilles de calcul remplies sont envoyées au bureau national de l'ESEE pour saisie des données dans la base nationale.

GLOSSAIRE

Assurance de la qualité (AQ) : système intégré d'activités internes et externes comprenant la planification de la qualité, le contrôle de la qualité, l'évaluation de la qualité, le rapport de la qualité et l'amélioration de la qualité, de sorte que les données soient conformes aux besoins des utilisateurs.

Blanc : échantillon témoin (souvent eau distillée) qui ne contient normalement pas de susbtance faisant l'objet d'une analyse, mais qui est néanmoins traité avec les échantillons contenant la substance étudiée au cours de toutes les étapes que comprennent les méthodes d'analyse.

Bonnes pratiques de laboratoire : directives générales ou dispositions réglementaires formelles pour la réalisation d'opérations de laboratoire de base ou d'activités dont on sait qu'elles accroissent la qualité et l'intégrité des résultats.

CIp : concentration inhibitrice exprimée en pourcentage; représente un estimé de la concentration d'un produit expérimental causant la réduction, à un pourcentage déterminé, d'une mesure biologique qualitative telle que la croissance du poisson. Par exemple, une CI_{25} serait une concentration causant une réduction de 25 % dans la croissance d'un poisson à l'état larvaire, en comparaison d'un organisme de contrôle.

CL50 : concentration létale médiane, c.-à-d. la concentration d'une substance dans l'eau qu'on estime létale pour 50 % des organismes utilisés pour les essais. La CL50 et sa limite de confiance à 95 % sont généralement dérivées par l'analyse statistique des mortalités à diverses concentrations expérimentales, après une période d'exposition donnée. La durée de l'exposition doit être spécifiée (ex.; CL 50 - 96h).

Contrôle de l'étalonnage : activité de contrôle de la qualité ayant pour objectif de démontrer que l'étalonnage d'une série analytique est sous contrôle statistique et qu'il n'a pas changé de façon significative entre les séries et ni au sein d'une série.

Contrôle de la qualité (CQ) : système global d'activités techniques internes dont l'objectif est de mesurer et de contrôler la qualité des données de façon à ce qu'elles soient conformes aux besoins des utilisateurs.

Échantillon de contrôle de la qualité : échantillon utilisé pour évaluer le rendement d'une méthode de mesure pour la précision et le biais.

Échantillon fortifié avec substitut : échantillon préparé en y ajoutant une quantité connue d'une substance à analyser qui imite le comportement d'une substance-cible devant être analysée, mais qui n'est pas susceptible de se retrouver dans les échantillons environnementaux. La récupération du substitut est utilisée pour estimer la capacité de récupération des substances-cibles à analyser.

Échantillon de matrice fortifié: échantillon préparé en ajoutant une quantité connue d'une substance-cible devant être analysée à un sous-échantillon issu d'un échantillon réel, afin de déterminer l'effet de la matrice de l'échantillon sur la capacité de récupération de la substance devant faire l'objet d'une analyse.

Indigènes : espèces originaires d'un habitat donné.

Létal : causant la mort par action directe. La mort du poisson est définie comme la cessation de tout signe de mouvement visible ou de toute autre activité.

Limite de détection de la méthode (LDM) : concentration minimale qui doit être observée pour confirmer la détection d'une substance à analyser avec un risque précisé (généralement 5 % ou 1 %) d'obtention d'une fausse détection.

Lot : nombre précis d'échantillons et d'échantillons de CQ d'une même matrice et traités simultanément pour y analyser les mêmes variables en utilisant la même méthode.

Macroinvertébrés benthiques : animaux sans colonne vertébrale qui vivent sur/ou dans le fond d'un plan d'eau (océan, lac, rivière, ruisseau).

Matériau de référence standardisé (MRS) : échantillon préparé d'une matrice précise qui, lorsqu'analysé, est utilisé pour déterminer l'exactitude d'une analyse.

Mesure terminale : signifie la variable (c.-à-d. le temps, la réaction des organismes, etc.) obtenue à la fin d'un essai; signifie également la mesure ou une valeur dérivée qui caractérise les résultats d'un essai (CSEO, CL50, etc.).

Objectifs de qualité des données (OQD) : critères pré-définis relatifs à la qualité des données produites ou utilisées dans le cadre d'une étude particulière, de sorte que les données soient de qualité acceptable en fonction des objectifs du programme.

Planctonique : En suspension dans la colonne d'eau d'un habitat aquatique et soumis aux courants et autres mouvements de l'eau.

Plan d'assurance de la qualité : document spécifique à un projet ou un programme et explicitant sa structure de gestion, les problèmes à résoudre, les exigences relatives à la qualité des données ainsi que les méthodes d'AQ/CQ qui s'y rattachent.

Plan de gestion de la qualité : document spécifique à un programme ou une institution décrivant les politiques de gestion, la structure organisationnelle, les responsabilités, les personnes responsables ainsi que les imputabilités reliées à l'AQ/CQ.

Poisson altéré : tout poisson présentant une odeur ou une saveur anormale

Précision : degré de variation (normalement exprimé en termes de variance ou d'écart type) dans l'estimation de mesures individuelles d'un même paramètre; ces mesures sont faites sur des échantillons réplicats de laboratoire ou de terrain au moyen d'une méthode d'analyse spécifique. Le niveau de répétition détermine la précision de la mesure analytique ou de la mesure globale.

Procédures opérationnelles standardisées (POS) : document écrit qui explique en détail les méthodes d'analyse, de fonctionnement ou d'action, dont les techniques et procédures sont minutieusement prescrites et qui sont acceptées comme méthodes pour réaliser certaines tâches routinières ou répétitives.

Risque pour l'environnement (erreur statistique de type II, ß) : probabilité d'accepter l'hypothèse nulle (de non-différence) alors qu'il existe en fait une différence de grandeur (probabilité d'un faux résultat)

Sous-échantillon de terrain : prélèvement unique limité dans le temps ou l'espace (p. ex., un coup de benne, de carottier, de cylindre ou de filet).

Station : un endroit fixe et précis compris dans la zone d'étude où s'effectue le prélèvement d'un échantillon constitué d'au moins deux sous-échantillons.

Sublétal : nocif pour un organisme, mais à un niveau inférieur à celui causant directement la mort au cours de la période d'essais

Toxicité : potentiel inhérent ou capacité d'une substance à agir sur un groupe d'organismes choisis dans des conditions définies. Un essai de toxicité aquatique mesure généralement la proportion d'organismes affectés par l'exposition à des concentrations précises de substances chimiques, d'effluent, de substances éliminées par filtration ou d'eaux réceptrices.

Type d'habitat principal : catégorie d'habitat au niveau de la classe ou au-dessus de

celle-ci qui est largement représenté dans la zone d'exposition de la fabrique et susceptible d'influencer la réponse biologique étudiée (ex.; les caractéristiques d'un habitat qui sont importantes pour le benthos peuvent ne pas être pertinentes pour les poissons).

Zone d'échantillonnage : entité géographique relativement vaste exposée à un degré défini de contamination par les effluents de l'usine.